



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة زيان عاشور-الجلفة
Université Ziane Achour – Djelfa
كلية علوم الطبيعة و الحياة
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
قسم العلوم الفلاحية و البيطرية
Département Agro-vétérinaire

Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du Diplôme de Master

Filière : Sciences Alimentaires

Spécialité: Qualité des produits et Sécurité Alimentaire (QPSA)

Thème

**Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants
chez poulet de chair
(Dans la région de Djelfa)**

Présenté par : - DINE Messaouda
- TERFAIA Hassina

Devant le jury :

Président	: M ^f HAKEM A	Professeur	(U. Djelfa).
Promoteur	: M ^f BAALI M	Maître Assistant A	(U. Djelfa).
Examineurs	: M ^f BENSID A	Maître de Conférence B	(U. Djelfa).
Examineurs	: M ^{me} KHREISAT N	Maître Assistant A	(U. Djelfa).

Année Universitaire : 2018/2019

Remerciements

Nous tenons à remercier en premier lieu Allah le tout puissant de nous avoir donné le courage ainsi que la volonté pour préparer ce travail.

Nous tenons à exprimer nos sincères remerciements particuliers à notre encadreur Docteur BAALI Mohamed diavoir proposé ce sujet et diavoir accepté de le diriger. Vous nous avez consacré beaucoup de votre temps.

Nous remercions toutes les personnes qui ont accepté de juger ce travail, en faisant partie du jury, Monsieur HAKEM A pour avoir accepté de présider ce jury.

Nous remercions vont également à Monsieur BENSID A et Madame KHRËISAT N qui a accepté diexaminer ce travail.

A Tout les personnes du laboratoire de Biologie Djelfa.

Nous tenons à remercier tous nos enseignants et enseignantes.

Dedicace

Avant toute dédicace je tiens à remercier « Allah » le tout puissant qui m'a donné le courage pour mener ce travail à terme.

Je dédie ce modeste travail à tous ceux qui me sont chers, en particulier mon cher père qui ne cesse de donner sans jamais recevoir, dont je suis fière et j'espère que Dieu lui accorde une longue vie pour qu'il puisse assister à d'autres succès.

A ma chère mère, symbole du abnégation et du dévouement, qui m'a accompagnée durant tout ce parcours laborieux, veillé sur moi m'offrant ce qu'une mère a de mieux, l'amour et la compréhension.

A mes chères sœurs : Fatima , Kalthoum

A mes chères frères : Hichem , Kouider , Mouloud

qu'ils trouvent ici l'expression de ma profonde reconnaissance et mes sincères gratitudees

A mon neveu : Mouhamed (Midou)

A toute ma grande famille : Grand-père, oncles et tantes, cousines et cousins

A tous mes amis , pour notre amitié et tous les bons moments passés et à venir, Pour votre présence, vos bons conseils et nos fous rires partagés

A tous mes enseignants depuis mon premier pas à l'école jusqu'aujourd'hui.

A toute la promotion de QPSA MASTER 2 (2018/2019).

A ma binôme Hassina et toute sa famille.

MESSAOUDA

Dédicace

Je dédie ce modeste travail qui n'aura pas été réalisé sans l'aide de Dieu le tout puissant à :

Celui qui m'a aidé à devenir ce que je suis aujourd'hui, mon très cher père, que Dieu le garde et le protège

La mémoire de ma très chère mère, que Dieu, le tout puissant et miséricordieux, l'accueille dans son vaste.

A mes chers frères : Mohamed, Mostafa.

A ma chère sœur : Khaoula

A ma femme de mon frère : Razika

A mes Grands-parents

A tous mes oncles et mes tantes paternel et maternel et à tous mes cousines et cousins.

Dédie spécifique la famille oncles Mohamed Ben Sedira.

A ma binôme : Messaouda

A mes amies : Amina, Asya, Habiba, Hadjila, Hajera, Hanane, Hinde, Hasna, Imane, Karima, Khaoula, Mahjouba, Messaouda, Mona, Naima, Nachida, Nedjema, Oumelkheir, Saida, Samira, Sara, Souad, Tourkia, Zahra, Zianb.

HASSINA

Liste des sigles et des abréviations

AC	Acide
ADN	Acide desoxyribonucléique
AFNOR	Association Française de Normalisation
AFSSA	Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments
Ag	Antigène
AM	Ampicilline
AMP	Adénosine monophosphate
ANOVA	Test d'analyse des variances
ANSES	Agence Nationale de Sécurité Sanitaire
ARNr	Acide ribonucléique ribosomial
ATB	Antibiotique
BP	Bouillon de Preston
C	Cytosine
C	Chloramphénicol
C °	Degré Celsius
C.	<i>Campylobacter</i>
CA-SFM	Comité de l'antibiogramme de la Société Française de Microbiologie
CDC	Center of Disease Control
CMI	Concentration minimale inhibitrice
CO₂	Dioxyde de carbone
CSM	Milieu sélectif au charbon
E	Erythromycine
EFSA	European Food Safety Authority (Agence européenne de la sécurité des aliments)
ENF	Enrofloxacin
etc	et cetera
G	Guanine
g	Gramme

Liste des sigles et des abréviations

GM	Gentamicine
h	Heure
H₂O	Molécule d'eau
H₂O₂	Peroxyde d'hydrogène
H₂S	Sulfure d'hydrogène I Intermédiaire Ic Intervalles de confiance
I	Intermédiaire
ISO	International Organization for Standardization (Organization International de Normalization)
L	Litre
LOS	Lipooligosaccharide
LPS	Lipopolysaccharides
Mb	Méga bases
mCCDA	Milieu gélosé modifié au charbon, à la céfoperazone et au désoxycholate (modified Cefoperazone Charcoal Deoxycholate Agar)
mg	Milligramme
Min	Minute
ml	Millilitre
mm	Millimètre
MOMP	Major outer membrane protéine
N	Numéro
N₂	Diazote
NAA	Acide nalidixique
Na Cl	Chlorure de sodium
NCTC	National Collection of Type Cultures
NF-ISO	La norme AFNOR-ISO
Nm	Nanomètre
O₂	Oxygène
OIE	Office International des Epizooties
OMS	Organisation Mondiale de la Santé

Liste des sigles et des abréviations

PBS	Phosphate Buffered Saline (Solution physiologique tamponnée au phosphate salin)
PCR	Polymerase Chain Reaction (réaction de polymérisation en chaîne)
PCR	PCR-Restriction fragment length polymorphic
PH	Potentiel Hydrogène
R	Résistant
RAPD	Randomly amplified polymorphic DNA
S	Sensible
SGB	Syndrome Guillain-barré
SHU	Syndrome Hémolytique et Urémique
Spp	Espèces
TSI	Triple Sugar Iron
UFC	Unité Formant Colonie
WCV	Whole-Cell Vaccine
x	Fois
χ^2	khi-deux
-	Négatif
+	Positif
±	Plus ou moins
<	Inférieur
>	Supérieur
%	Pourcentage
µl	Microlitre
µm	Micromètre

Liste des annexes

Annexe I : Matériel de prélèvement et d'analyse

Annexe II : Techniques de préparation des différents milieux de culture utilisés pendant l'étude

Annexe III : Technique microbiologique

Annexe IV : Figures des milieux de culture et suppléments utilisés

Liste des figures

Figure 1 : Arbre phylogénique des <i>Campylobacters</i> (CAMILLE, 2014).....	5
Figure 2: Représentation schématique du génome circulaire de <i>C. jejuni</i> NCTC 11168 (PARKHILL <i>et al.</i> , 2000).....	8
Figure 3 : <i>Campylobacter jejuni</i> au microscope électronique à balayage grossissement X 10000 (AFSSA, 2004).....	10
Figure 4: b = grossissement X 4000 (d'après une photo UMR-INRA SECALIM n°1014 (AFSSA, 2004)).....	10
Figure 5: <i>Campylobacter jejuni</i> en coloration de gram (NG <i>et al.</i> , 1985).....	11
Figure 6: <i>Campylobacter jejuni</i> en microscopie électronique. Formes vibrioïdes et formes coccoïdes. Grossissement x 10000 d'après une photographie Eric (DROMIGNY,1990).	11
Figure 7 : schéma de la paroi des bactéries à Gram négatif (DROMIGNY, 1990)	12
Figure 8: Schéma d'un flagelle de <i>Campylobacter</i> (KARLYSHEV <i>et al.</i> , 2005).....	14
Figure 9: Schéma englobant les signes cliniques de la Campylobactériose et son évolution (SGB) (CHARRAT, 2017).....	18
Figure 10: Incidence des Campylobactériose humaines dans sept pays industrialisés de 1980 à 1998 (FRIEDMAN <i>et al.</i> , 2000).....	19
Figure 11 : Schéma reprenant les réservoirs, les voies de transmission et les signes cliniques de la Campylobactériose (CHARRAT, 2017).....	20
Figure 12 : Répartition des échantillons selon le type du prélèvement.....	35
Figure 13 : Différentes modalités de prélèvements au niveau des élevages (Photo personnelles)...	36
Figure 14 : Méthode de prélèvement au niveau de l'abattoir (Photos personnelles).....	38
Figure 15 : Représentation schématique du mode opératoire au sein du laboratoire.....	39
Figure 16 : l'ensemble (échantillon et bouillon Preston) dans une jarre, avant l'incubation (Photo personnelle).....	41
Figure 17 : Aspect des Colonies de <i>Campylobacter</i> sur la gélose de Karmali (Photo personnelle).	42
Figure 18 : <i>Campylobacter</i> en coloration de Gram (Gr X100) (Photo personnelle).....	43

Figure 19 : Réaction de la catalase positive (Photo personnelle).....	43
Figure 20: Réaction de l'oxydase positive (Photo personnelle).....	44
Figure 21: les différents résultats possibles de la réaction sur gélose TSI.....	46
Figure 22: les deux résultats éventuels de la réaction de l'hydrolyse de l'Hippurate.....	46
Figure 23 : Exemple des résultats de l'antibiogramme d'une souche de <i>Campylobacter</i> thermotolérants (Photo personnelle).....	50
Figure 24 : Prévalence globale de <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans les fientes.....	54
Figure 25 : Prévalence globale de <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans le contenu caecal	54
Figure 26 : Prévalence globale de <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans les peaux du cou.....	55
Figure 27 : Prévalence globale de <i>Campylobacter</i> thermotolérants au niveau des abats.....	55
Figure 28: Prévalence globale de <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans le total des échantillons...	56
Figure 29 : Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants par abattoir.....	57
Figure 30 : Répartition globale des espèces thermotolérantes par type d'échantillon.....	58

Liste des tableaux

Tableau I : Présentation du Phylum des Protéobactéries. Genres et Espèces actuellement rattachés à la classe des Epsilon-Proteobacteria (SKIRROW et BLASER, 1995).....	6
Tableau II: Composition des principaux milieux solides et liquides pour les <i>Campylobacters</i> thermotolérants d’après (CORYY, POST <i>et al.</i> , 1995).....	32
Tableau III: Échantillonnage au niveau des abattoirs.....	35
Tableau IV : Échantillonnage au niveau de 2 élevages visités.....	37
Tableau V: Description des établissements d’abattage testés et des échantillons récoltés.....	37
Tableau VI: Interprétation des résultats de la gélose TSI (AFNOR, 2004).....	45
Tableau VII : Interprétation des résultats de la sensibilité à l’acide nalidixique et à la céfalotine (AFNOR, 2004).....	47
Tableau VIII : Caractères de confirmation de <i>Campylobacters</i>	48
Tableau IX: Caractères de différenciation des <i>Campylobacters</i> . (ISO 10272: 1995/2006).....	48
Tableau X : Concentrations, et diamètres critiques pour <i>Campylobacter</i> spp (CA-SFM).....	49
Tableau XI : Prévalence globale des <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	53
Tableau XII: Répartition des souches isolées au niveau des élevages.....	56
Tableau XIII : Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants au niveau des abattoirs en fonction de type de prélèvement.....	57
Tableau XIV : Répartition globale de l’espèce thermotolérante par type d’échantillon.....	58
Tableau XV: Taux de sensibilité aux antibiotiques des 19 souches de <i>Campylobacter</i> thermotolérants	59

Sommaire

Liste des abréviations	
Liste des annexes	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Introduction	1

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : DESCRIPTION GENERALE

I – Historique.....	4
II- Taxonomie.....	5
III-Habitat et Ecologie.....	7
IV –Caractéristiques.....	7
IV-1-Caractéristiques génétiques	7
IV-2-Caractéristiques physiologiques.....	8

CHAPITRE II : MORPHOLOGIE ET STRUCTURE DE *CAMPYLOBACTER*

I –Bactériologie.....	10
I-1-La forme vibrioïde.....	10
I-2-La forme coccoïde	10
II-Composants de la surface.....	11
II-1-Les polysaccharides des surfaces.....	12
II-1-1-Les lipopolysaccharides (LPS).....	12
II-1-2- Lipooligosaccharide (LOS).....	12
II-2- Protéines de surface	13
II-2-1-Porines.....	13
II-2-2-glycoprotéines de surface.....	13
II-3-Couche S	13
II-4- Le(s) flagelle(s)	13

CHAPITRE III : *CAMPYLOBACTROSE HUMAINE*

I- Signes cliniques de la campylobactériose.....	16
I-1-Entérite.....	16

I-2-Infection systématique.....	16
I-3-Syndromes -post-infectieux.....	17
II- Epidémiologie.....	18
II-1-Incidence.....	18
II- 2- Forme épidémiologique des campylobactériose.....	19
II-3- Réservoir <i>Campylobacter</i>	19
III-Traitement et la résistance aux antibiotiques.....	20
III-1-Traitement	20
III-2-Résistance des <i>Campylobacter</i> aux antibiotiques.....	21
III -3-Méthodes d'étude de la résistance aux antibiotiques.....	21
III-3-1- Méthodes traditionnelles.....	21
III -3-2-Méthodes génétiques.....	21
CHAPITRE IV : MOYENS DE LUTTE CONTRE <i>CAMPYLOBACTER</i>	
I-Moyens de lutte contre <i>Campylobacter</i>	23
I-1- Au niveau de la production primaire	23
I-2- A l'abattoir	24
I-3 -Au niveau de la distribution et du consommateur	24
CHAPITRE V : METHODES DE DETECTION	
I-Détection et isolement des <i>Campylobacter</i>	28
I-1- condition générale de culture de <i>Campylobacter</i>.....	28
I-1-1 - Microaérophilie.....	28
I-1-2 - Capnophilie.....	28
I-1-3- Température d'incubation	28
I-1-4- Durée d'incubation	28
I-1- 5- Milieux de culture	28
I-1-6- Le pH.....	29
I-2 -Méthodes de détection	29
I-2-1- Choix de la méthode en fonction de l'origine des prélèvements.....	29
I-2- 2- Prélèvements des échantillons	29
I-2- 3- Transport des échantillons.....	29
I-2- 4- Traitement des échantillons.....	30
I-2- 5- Techniques de culture sélective des <i>Campylobacter</i>	30

PARTIE EXPERIMENTALE**CHAPITRE VI : MATERIEL ET METHODES**

Objectifs de l'étude	33
I-Présentation des établissements	34
II-MATÉRIEL	34
III-METHODES.....	36
III-1-Méthodes d'échantillonnage.....	36
III-2-Transport des prélèvements.....	38
III-3-Méthodes de laboratoire	38
III-3-1-Préparation des milieux de culture	38
III-3-2-La détection des <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	39
III-3-3-Test de sensibilité aux antibiotiques.....	49
III- 4- Etude statistiques.....	51

CHAPITRE VII: RESULTATS

I- Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	53
I-1- Prévalence global des <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	53
I-2- Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans les fientes au niveau des fermes.....	56
I-3-Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants au niveau des établissements d'abattage...56	
I-4-Résultats de l'étude phénotypique des souches isolées.....	58
II. Résultats de l'étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées.....	59

CHAPITRE VIII : DISCUSSION

Discussion.....	61
I- Justification de l'échantillonnage.....	61
I-1- Echantillons de poulets vivants.....	61
I-2- Echantillons de poulets abattus.....	61
II- Choix de la méthodologie de recherche : prélèvement, transport et analyse.....	62
III- Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	64
III-1- Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans les fientes.....	64

III-2- Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans les échantillons de poulets abattus...	66
III-3-Prévalence des espèces <i>Campylobacter</i> thermotolérantes isolées.....	68
IV-Sensibilité aux antibiotiques des souches de <i>Campylobacter</i> thermotolérants isolée	69
Conclusion générale et perspectives.....	73
Recommandations.....	76
Références	
Annexes	



Introduction

Introduction

Souvent infectieuse et accidentelle, la toxi-infection d'origine alimentaire (TIA) est une maladie contractée suite à l'ingestion de denrées alimentaires ou de boissons contaminées par des agents pathogènes, qu'il s'agisse de bactéries, virus, parasites ou de prions.

80% des TIA seraient dues à des virus, 13% à des bactéries et 7% à des parasites, mais les agents bactériens seraient responsables de 71,7% des mortalités. Les maladies bactériennes gastro-intestinales sont à 80% d'origine alimentaire ; les deux principaux agents bactériens incriminés dans les TIA (en termes de nombre de cas totaux et de nombre d'hospitalisations) sont *Salmonella* et *Campylobacter* (MEAD *et al.*, 1999).

En effet, Quelques espèces, en particulier *C. jejuni*, *C. coli* et *C. lari*, sont thermotolérantes commensales du tube digestif de nombreux animaux, notamment des volailles. Le poulet de chair constitue le principal réservoir des *Campylobacter* thermotolérants, et la consommation de viande de poulet contaminée a été identifiée comme principal facteur de risque de l'infection humaine (GOBET, 1990), selon certains auteurs, ces *Campylobacter* sont considérés comme étant la principale cause bactérienne de gastroentérites dans le monde surtout dans les pays en voie de développement (BURUCOA, 2007).

Le développement de la résistance aux antibiotiques est affiché au niveau international comme une préoccupation majeure en termes de santé humaine et animale, car il remet en question l'efficacité des médicaments. La résistance des bactéries aux antibiotiques est une problématique sérieuse en croissance constante tant en médecine humaine que vétérinaire.

Elle donne lieu à des thérapies infructueuses, une morbidité et une mortalité accrues tant chez l'homme que chez l'animal. L'accroissement de la résistance antimicrobienne de souches pathogènes est dès lors devenu une des plus grandes menaces pour la santé publique. Par ailleurs, la résistance accrue est également responsable de la hausse des dépenses pour les soins de santé, entraînant des hospitalisations plus longues et l'utilisation plus onéreuse d'antibiotiques (PEYRAT, 2008).

Chez la volaille, la résistance aux antibiotiques des entéropathogènes zoonotiques, principalement *Campylobacter* est d'autant plus dangereuse en termes de santé humaine que ces bactéries peuvent être transmises à l'homme par le biais de la chaîne alimentaire. La résistance aux antimicrobiens a émergé comme un problème de santé croissant avec l'usage répandu des antibiotiques à des fins vétérinaires ou en tant que promoteurs de croissance dans l'industrie du bétail (DEVIE *et al.*, 2006).

Dans notre étude nous nous sommes intéressés uniquement à la recherche des *Campylobacter*

thermotolérants, ayant un intérêt en hygiène des denrées alimentaires ; responsables de nombreux foyers de toxi-infections à travers le monde. Cependant, si de nombreuses données concernant la prévalence de ce germe existent pour les pays développés et certains pays émergents, peu d'études ont été réalisées en Algérie.

C'est dans ce contexte, et en l'absence de données en matière de *Campylobacter* en médecine vétérinaire et en médecine humaine dans notre pays, que nous nous sommes orientés vers la présente étude qui a été scindée en deux parties : une revue bibliographique décrivant nos connaissances sur les *Campylobacter* (taxonomie, morphologie, physiologie et méthodes de détection) et leur cycle épidémiologique chez la volaille et chez l'homme. La seconde partie présentera notre étude expérimentale dans laquelle on a visé les trois volets suivants :

- ➔ L'estimation de la prévalence des *Campylobacter* thermotolérants dans quelques élevages et abattoirs de poulet de chair dans la région de Djelfa.
- ➔ La caractérisation phénotypique des souches isolées afin de déterminer quelles sont les espèces thermotolérantes dominantes.
- ➔ L'étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées.



PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE



Chapitre I :

Description générale

I-Historique

Campylobacter est la bactérie principale responsable de toxi-infections alimentaires et dans le monde (ERIC, 2007). Les Campylobactérioses ont probablement causé un grand nombre d'infections chez l'animal et chez l'homme pendant des siècles sans qu'elles soient soupçonnées d'exister. C'est au milieu des années quarante que les premières descriptions fiables de cas humains ont été faites (DOYLE, 1981).

Des bactéries qui avaient les caractères morphologiques des *Campylobacter* ont été décrites pour la première fois, par Escherich en Allemagne en 1886. Il avait représenté le dessin de l'observation microscopique d'un frottis de selles d'enfant diarrhéique, où l'on pouvait observer sans aucun doute la présence de bactéries spiralées et incurvées. Il avait d'ailleurs entrepris une étude cas-témoin, mais la présence de cette bactérie chez les enfants indemnes de diarrhée, à l'époque, ne l'avait pas encouragé à poursuivre cette recherche d'autant que ces bactéries ne poussaient pas dans des conditions de culture aérobie (ESCHERICH, 1886).

Le premier isolement d'une bactérie de ce genre correspond à *Campylobacter fetus* dans les produits d'avortement d'une brebis en 1913. Il a été baptisé à l'époque *Vibrio fetus* du fait de sa similitude morphologique avec *Vibrio cholerae* (SMITH, 1998). Les autres espèces qui nous intéressent le plus aujourd'hui ont été isolées, pour *Vibrio jejuni* des selles de bovins en 1927. (JONES et ORCUTT, 1931) et pour *Vibrio coli* des selles de porc en 1944. Le premier isolement humain est sans doute également celui de *Vibrio fetus* dans un cas d'avortement septique à Rouen en France en 1940. Malgré cette coïncidence qui a valu à cette bactérie le nom de *Vibrio fetus*, les études ultérieures ont montré la rareté de l'isolement de cette bactérie dans le contexte d'infections maternofoetales.

L'émergence des *Campylobacter* et en particulier de *Campylobacter jejuni* est le fruit des travaux de Butzler à Bruxelles qui, en 1972, a été confronté à un cas de septicémie avec ce type de bactérie chez une malade ayant une infection intestinale. Il a ainsi pu appliquer une méthode de filtration des selles pour isoler la même bactérie que celle présente dans le sang. Une étude cas-témoin chez les enfants ayant ou pas la diarrhée a ensuite montré l'association entre *Campylobacter jejuni* et infection intestinale, contrairement à ce qui avait été le cas à l'époque d'Escherich où l'Europe était encore un pays en développement (SKIRROW, 1977).

La vulgarisation de la recherche de ces bactéries dans les selles a néanmoins commencé seulement cinq ans plus tard, suite au développement d'un milieu d'isolement sélectif par Skirrow en 1977 (BULL, 2003). Cette recherche a été longue à rentrer dans les mœurs des laboratoires d'analyse médicale, mais les études montrant la fréquence de cette infection ont conduit à des

recommandations qui intègrent une recherche systématique des *Campylobacters* quand une coproculture est pratiquée (MEGRAUD *et al.*, 2010).

II- Taxonomie

Les *Campylobacter* (du Campylo = incurvé, bacter = bacille) correspondent à un germe de bactéries spiralées ou incurvées à gram négatif, mobiles par un flagelle polaire, micro aérobies, n'utilisant pas les sucres, mésophile (AFSSA, 2004).

Les genres *Campylobacter* fait partie, avec les genres *Arcobacter* et *Sulfurospirillum*, de la famille des *Helicobacteraceae* et *Hydrogenimonadaceae* au sein de l'ordre des *Campylobacteriales* (Tableau 1) de la classe des *Epsilonproteobacteria*, dans le domaine des Eubactérie (SKIRROW et BLASER, 1995).

Campylobacter est considéré comme sources de zoonose mineure et comme étant l'une des causes bactériennes de gastroentérite après les *salmonelles* dans le monde. Les infections dues à *Campylobacter* sont rares et/ou bénignes, et curables (MATSANGA, 2014). On peut récapituler l'arbre phylogénique comme le montre la (Figure 1);

II-1-Classification phylogénique

Domaine : Bactérie

Phylum : *Proteobacteria*

Classe : *Epsilonproteobacteria*

Ordre : *Campylobacteriales*

Famille : *Campylobacteraceae*

Genre : *Campylobacter*

Figure 1 : Arbre phylogénique des *Campylobacter* (CAMILLE, 2014)

La plupart des auteurs incluent dans ce groupe *Campylobacter jejuni*, *Campylobacter coli*, *Campylobacter lari* et *Campylobacter upsaliensis*, qui à côté du caractère thermotolérants, répondent à un critère de pathogénicité commun, car ils sont responsables d'infections gastro-entéritiques chez l'homme (SNELLING *et al.*, 2005).

Tableau I: Présentation du Phylum des Protéobactéries. Genres et Espèces actuellement rattachés à la classe des Epsilon-Proteobacteria (SKIRROW et BLASER, 1995).

Ordre des <i>Campylobacterales</i>					
Famille des <i>Campylobacteraceae</i>			Famille des <i>Helicobacteraceae</i>		Famille des <i>Hydrogenimonadaceae</i>
Genre <i>Campylobacter</i> Pathogène	Genre <i>Arcobacter</i> Pathogène	Genre <i>Sulfurospirillum</i> Non pathogène	Genre <i>Helicobacter</i> Pathogène	4 Genres Non pathogène	1 seule Espèce : Non pathogène
17 Espèces : <i>C. coli</i> <i>C. concisus</i> <i>C. curvus</i> <i>C. fetus</i> (subsp. <i>fetus</i> et subsp. <i>venerealis</i>) <i>C. gracilis</i> <i>C. helveticus</i> <i>C. hominis</i> <i>C. hyointestinalis</i> (subsp. <i>hyointestinalis</i> et subsp. <i>lawsonii</i>) <i>C. insulaenigrae</i> <i>C. jejuni</i> (subsp. <i>doylei</i> et subsp. <i>jejuni</i>) <i>C. lanienae</i> <i>C. lari</i> <i>C. mucosalis</i> <i>C. rectus</i> <i>C. showae</i> <i>C. sputorum</i> (subsp. <i>bubulus</i> et subsp. <i>sputorum</i>) <i>C. upsaliensis</i>	5 Espèces : <i>A. nitrofigilis</i> <i>A. cryaerophilus</i> <i>A. butzleri</i> <i>A. skirrowii</i> <i>A. cibarius</i>	4 Espèces: <i>S. deleyianum</i> <i>S. arcachonense</i> <i>S. arsenophilum</i> <i>S. barnesii</i>	29 Espèces, parmi lesquelles: <i>H. acinonychis</i> <i>H. bilis</i> <i>H. bizzozeronii</i> <i>H. canis</i> <i>H. cholecystus</i> <i>H. cinaedi</i> <i>H. felis</i> <i>H. fennelliae</i> <i>H. heilmannii</i> <i>H. hepaticus</i> <i>H. muridarum</i> <i>H. mustelae</i> <i>H. nemestrinae</i> <i>H. pametensis</i> <i>H. pullorum</i> <i>H. pylori</i> <i>H. rodentium</i> <i>H. salomonis</i> <i>H. trogontum</i>	peu d'intérêt en médecine vétérinaire <i>Wolinella</i> Espèce : <i>Wolinella succinogenes</i> <i>Sulfurimonas</i> Espèce : <i>Sulfurimonas autotrophica</i> <i>Sulfurovum</i> Espèce : <i>Sulfurovum lithotrophicum</i> <i>Thiovulum</i> Espèce : <i>Thiovulum majus</i>	<i>Hydrogenimonas thermophila</i>

Le genre *Campylobacter* contient 17 espèces recensées à ce jour, dont les principales sont *Campylobacter jejuni*, *Campylobacter coli* et *Campylobacter fetus* (LARRIVIERE et HIGGINS, 1998).

III-Habitat et Ecologie

Les *Campylobacter* sont des hôtes intestinaux normaux des volailles, porteurs sains de ces germes dans leur intestin. Ces animaux constituent le réservoir principal de ces germes.

Ils peuvent contaminer ensuite des animaux d'élevage (bovins, moutons, autruches) ou de compagnie (chiens, chat...), ainsi que les crustacés ou les coquillages. Des espèces de *Campylobacter* sont pathogènes pour l'homme et pour les animaux.

Un deuxième réservoir est constitué par les étendues d'eau présentant des conditions d'environnement favorables à leur survie (CAMILLE, 2014).

L'un des signes de la grande hétérogénéité des espèces évoquées est la grande diversité d'habitats parmi les Campylobactéries. Leurs habitats, le plus souvent sont : la bouche, le tube digestif et le tractus génital des animaux sauvages ou producteurs (FEDERIGHI, 1999).

IV -Caractéristiques

IV-1-Caractéristiques génétiques

Le génome de la souche *C. jejuni* NCTC 11168 est la première souche de *C. jejuni* à avoir été séquencée. Elle possède un unique chromosome circulaire de petite taille de 1,641 Mb codant pour 1654 protéines. La proportion de l'ADN en GC (guanine, cytosine), au sein du genre *Campylobacter*, est de 29 à 47%, et, pour la plupart des espèces, elle varie de 30 à 36%. (VANDAMME *et al.*, 1991). Les comportements particuliers du *Campylobacter* tels que le caractère fastidieux lors de sa mise en culture, la nécessité de milieu supplémenté (enrichi), l'incapacité à fermenter les sucres ou à dégrader des substances complexes, l'absence d'activité de certaines enzymes comme la lécithinase ou la lipase, l'absence de croissance au-dessous d'un pH acide (< 4,9) et la relative inertie biochimique sont certainement dus à la très petite taille du génome (DROMIGNY, 2007).

Le génome a la particularité de ne présenter aucune séquence d'insertion, aucune séquence d'origine phagique, et de présenter un faible nombre de séquences hypervariables. Le génome présente un certain nombre de séquences répétées (PARKHILL *et al.*, 2000).

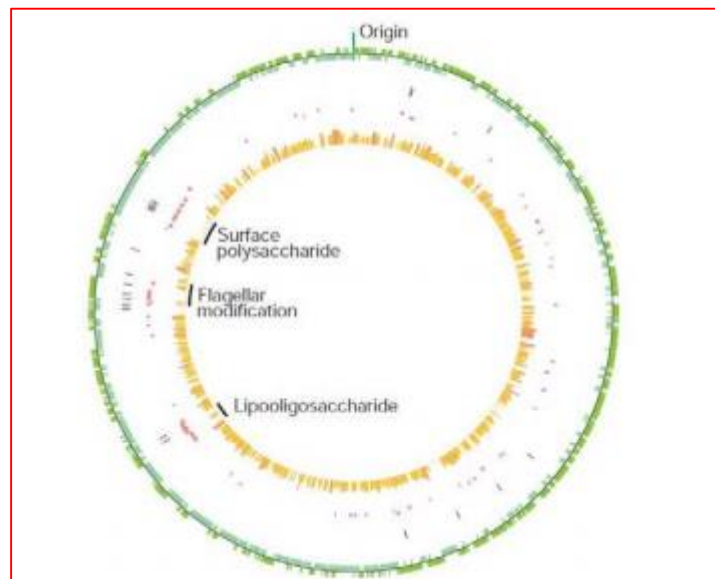



Figure 2: Représentation schématique du génome circulaire de *C. jejuni* NCTC 11168 (PARKHILL *et al.*, 2000). En vert, les séquences codantes; en noir, les séquences hypervariables ; en rouge, les gènes impliqués dans la modification des structures de surface

IV-2-Caractéristiques physiologiques

Les bactéries appartenant au genre *Campylobacter* sont des microorganismes fastidieux à croissance lente. Ils ont un métabolisme respiratoire, et sont classés comme des organismes chémoorganotrophes, car ils utilisent une variété d'acides organiques, comme les acides aminés ou des intermédiaires du cycle des acides tricarboxyliques, à titre de source de carbone. Ils n'ont aucune activité de fermentation ou d'oxydation des sucres, ce qui restreint le choix des tests biochimiques qui assurent leur identification. La plupart des *Campylobacter* étant des microorganismes microaérophile, ils nécessitent une atmosphère composée de 5% d'oxygène, 10% de CO₂ et 85% de N₂ pour une croissance optimale (VANDAMME *et al.*, 1991).

Les effets de la température sur la croissance sont variables. Tout espèce croissance est de 37°C, mais elles croissent presque toutes à 42°C. En effet, seulement *C. fetus* et *C. jejuni* *C. lari* et *C. upsaliensis* sont capable développe à cette température (STANLEY *et al.*, 1992).



Chapitre II :
Morphologie et structure
Campylobacter

I-Bactériologie

Les *Campylobacter* correspondent à des bacilles à Gram négatif, caractérisés par leur morphologie de bacilles fins non sporulés de 0,2 à 0,9 μm de diamètre sur 0,5 à 5,0 μm de longueur, incurvés en forme de virgule, en forme de S, ou en forme hélicoïdale pour les formes longues (Figure 3 et 4); leur mobilité caractéristique en vrille classiquement décrite comme « un vol de moucheron » ; leur métabolisme respiratoire microaérophile (certaines peuvent cependant pousser en aérobiose ou en anaérobiose) ; une réaction oxydase positive et un pourcentage G+C du DNA compris entre 30 et 38% (AVRIL *et al.*, 1988; AFSSA, 2004)

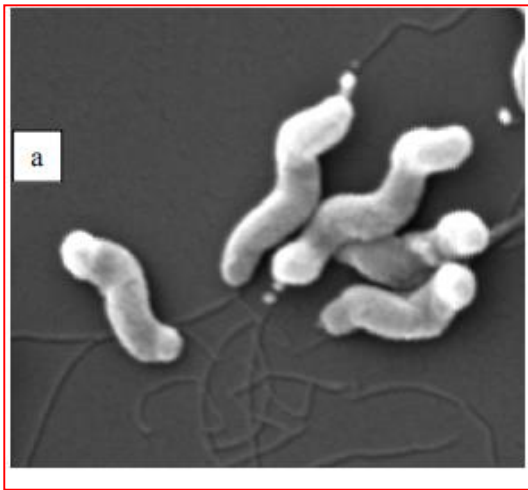


Figure 3 : *Campylobacter jejuni* au microscope électronique à balayage a = G X 10000 (AFSSA, 2004)

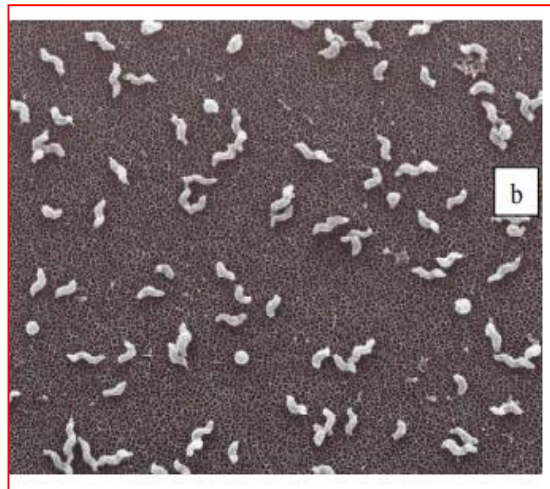


Figure 4 : = G X 4000 (d'après une photo *C. jejuni* UMR-INRA SECALIM n°1014 (AFSSA, 2004)

I-1-La forme vibrioïde

La forme vibrioïde est la forme classiquement observée coloration de gram. Les cellules sont spiralées, incurvées ou en forme de S. Associés à la présence d'un flagelle, les *Campylobacter* présentent alors un fort potentiel de motilité (DROMIGNY, 2007).

I-2-La forme coccoïde

Quant à la forme coccoïde, c'est la forme de résistance des *Campylobacter* en conditions de stress ou en phase de dégénérescence (DROMIGNY, 2007). Sous cette dernière forme, la taille des bactéries est de l'ordre de 1 μm (Figure 5 et 6).

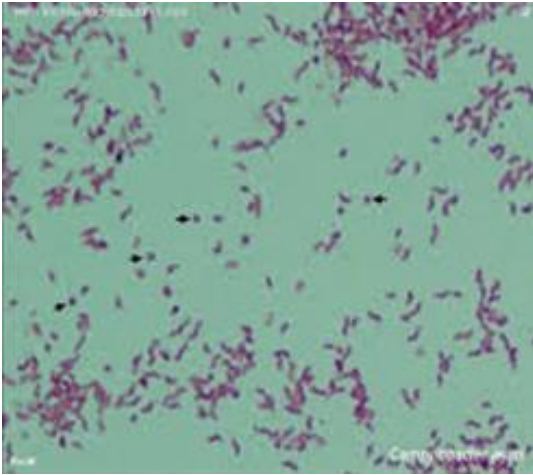


Figure 5 : *Campylobacter jejuni* en coloration de gram (NG *et al.*, 1985)

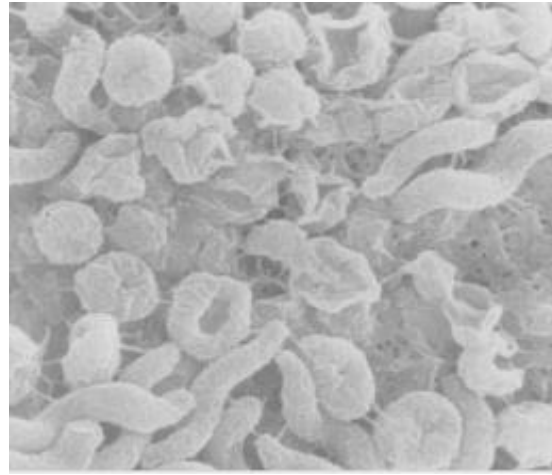


Figure 6 : *Campylobacter jejuni* en microscopie électronique. Formes vibrioïde et coccoïdes. Gx 10000 d'après une photographie (DROMIGNY, 1990)

Les espèces du genre *Campylobacter* sont des bactéries Gram négatives ayant une morphologie spiralée pouvant également évoluer vers une forme coccoïde (forme dégénérante). La mobilité de *Campylobacter* est assurée par la présence d'un ou de deux flagelles polaires jouant un rôle important dans le déplacement de bactéries dans le tube digestif, lui permettant d'atteindre la membrane épithéliale (DROMIGNY, 2007).

II-Composants de la surface.

Les enveloppes cellulaires de *Campylobacter* sont typiques d'une bactérie à Gram négatif. *Campylobacter* possède ses propres composants de surface nécessaires à sa virulence et à sa colonisation. Ces éléments de surface se distinguent en 04 catégories :

- ✓ Les polysaccharides de surface
- ✓ Les protéines de surface
- ✓ La couche S
- ✓ Le(s) flagelle(s)

II-1-Les polysaccharides des surfaces

II-1-1-Les lipopolysaccharides (LPS)

Les lipopolysaccharides sont des composés naturellement présents de manière abondante chez beaucoup de bactéries gram négatif. Y compris *Campylobacter* (Figure7). Chez les bactéries du type Gram négatif on retrouve :

Les lipopolysaccharides qui se composent de 3 régions distinctes : Le lipide A bien ancré dans la membrane externe représente la partie endotoxique du lipopolysaccharides. Attaché à ce même lipide A, on retrouve un noyau oligosaccharidique à chaînes ramifiées divisible en 2 régions, une région interne et une externe (GUERRY, 2000).

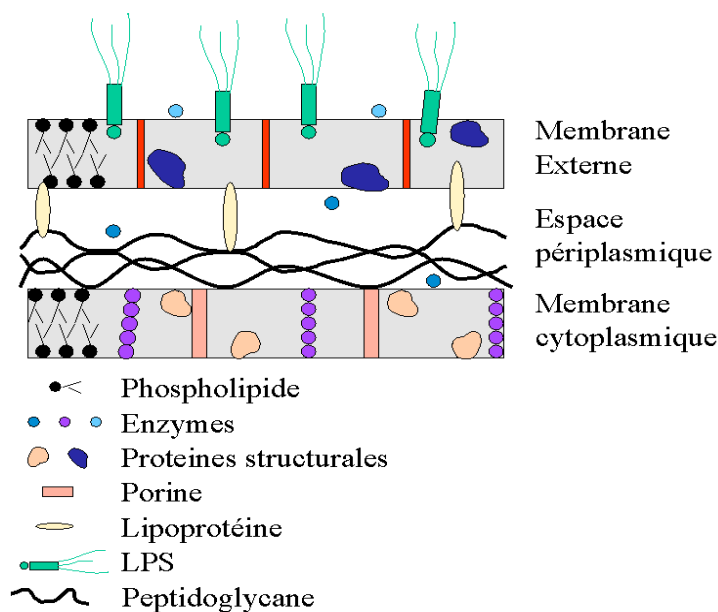


Figure 7 : schéma de la paroi des bactéries à Gram négatifs (DROMIGNY, 2007)

La région interne de ce noyau comprend un acide particulier dit acide kéto-déoxyoctulosonique nécessaire à la fixation au lipide A et des résidus d'oses.

II-1-2- Lipooligosaccharide (LOS)

Les LOS présentent une structure bipolaire. Chez *C. jejuni*, ces structures ont pour longtemps été considérées comme étant des LPS, mais l'absence d'une répétition d'une structure de type antigène-O ont permis de les caractériser en tant que LOS. Ces structures sont connues comme étant impliquées dans les mécanismes de résistance au sérum et dans l'évasion du système immunitaire de l'hôte (GUERRY *et al.*, 2000).

Chez *C. jejuni*, les LOS sont postulés comme étant à l'origine du développement des syndromes de Guillain Barre et de Miller-Fisher, par mimétisme avec des structures gangliosidiques

humaines. Ce mimétisme entraîne le développement d'une réponse auto-immune. Récemment, il a été montré que la liaison de la partie saccharidique sur le lipide était impliquée dans le déclenchement de la réponse auto-immune (PRENDERGAST *et al.*, 2004).

II-2-Protéines de surface

II-2-1-Porines

Les diverses études effectuées sur la membrane externe de *Campylobacter* ont permis la mise en évidence d'une répétition importante d'un assemblage de protéines sous la forme de complexe trimérique couvrant ainsi presque toute la surface externe de la bactérie. Ce complexe trimérique représente la porine. On parlera également de Major Outer Membrane Protein (MOMP) car il s'agit là de la protéine la plus fréquemment rencontrée sur la surface externe de la membrane. Nul doute, en vue de sa présence invariable chez toutes les souches de *Campylobacter*, qu'elle joue un rôle essentiel (PEREZ *et al.*, 1986).

II-2-2-Glycoprotéines de surface

Il existe en surface des *Campylobacter*, des glycoprotéines constituées de glycanes (ou polysaccharides) liés à l'Asparagine par des résidus NH (NEWELL *et al.*, 2005). Le rôle de ce système, même s'il n'est pas éludé a permis de tirer quelques conclusions. En effet, des études menées avec des intestins de poulets et de souris par Karlyshev et son équipe en 2004, ont permis de mettre en évidence *in vitro*, qu'une rupture de ce système de glycosylation avait pour conséquence une capacité réduite pour *Campylobacter* à s'attacher et envahir des cellules eucaryotes. D'autres études ont permis par la suite de mettre en évidence qu'une perte de ce complexe par la bactérie entraînait une diminution de virulence (DROMIGNY, 2007).

II-3-Couche S

Cette couche commune aux bactéries gram négatif est décrite comme un treillis para cristallin recouvrant la membrane externe. Cette couche distincte est essentiellement composée d'une protéine simple de poids moléculaire élevé. Cette couche semble vraisemblablement avoir un rôle de protection supplémentaire.

Il est à relever tout de même que cette couche n'est pas présente chez *Campylobacter jejuni* alors qu'on la retrouve chez les autres *Campylobacter* (NEWELL *et al.*, 2005).

II-4-Le(s) flagelle(s)

La structure de base du flagelle de *Campylobacter* est très proche de celle rencontrée sur les bactéries Gram négatif. On peut ainsi décomposer le flagelle en plusieurs unités :

- Le moteur et le commutateur qui sont inclus dans la membrane cytoplasmique
- La tige qui traverse la paroi
- Et enfin le crochet et le filament qui constitue la structure externe hélicoïdale (Figure 8).

La grande taille de son crochet (l'un des plus grands recensé dans le monde bactérien) et sa structure reflète parfaitement le besoin de motilité du *Campylobacter* au niveau de la muqueuse intestinale (FEDERIGHI, 1999 ; MEKKAOUI, 2009)

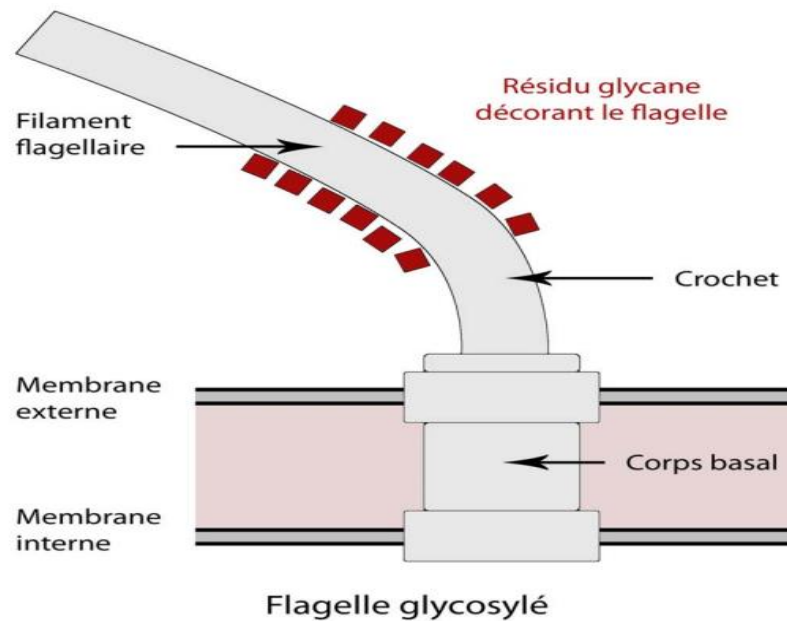


Figure 8 : Schéma d'un flagelle de *Campylobacter* (MEKKAOUI, 2009)



Chapitre III :
Campylobactériose humaine

CAMPYLOBACTERIOSE HUMAINE

Certaines infections à *Campylobacter* peuvent être totalement asymptomatiques. Cependant, les principaux signes cliniques des Campylobactériose sont ceux d'une gastro-entérite aiguë, le plus souvent bénigne et se résolvant en quelques jours sans avoir recours à un traitement antibiotique (BLACK *et al.*, 1988).

I- SIGNES CLINIQUES DE LA CAMPYLOBACTERIOSE

Les *Campylobacter* sont responsables chez l'homme d'une gastroentérite aiguë et peu spécifique qui dure dans la majorité des cas moins d'une semaine (80% des cas) et qui se manifeste généralement par une diarrhée (90% des cas). Elle peut se compliquer de bactériémie, de localisations secondaires et d'un syndrome post-infectieux (AFSSA, 2004).

I-1-Entérite

Les quatre principales espèces responsables d'infections digestives sont *C. jejuni*, *C. coli*, *C. lari* et *C. upsaliensis*. Il est admis généralement que *C. jejuni* représente 95% des cas de gastro-entérites provoqués par *Campylobacter* chez l'homme (FEDERIGHI, 1999).

La durée d'incubation est comprise entre 1 et 7 jours et dure en moyenne de 3 à 4 jours. L'affection entérique se manifeste particulièrement par des diarrhées (90 % des cas), des douleurs abdominales, des selles sanguinolentes, de la fièvre et parfois des nausées et des vomissements (AFSSA, 2006). Elle est d'abondance variable passant du stade apparition de petites selles molles (dans les cas les plus bénins) au stade d'émission de plus d'une voire même deux dizaines de selles muqueuses par jour (AFSSA, 2004) (Figure 9).

L'entérite à *Campylobacter* peut survenir à tous les âges de la vie mais le tableau peut présenter des variantes en fonction de l'âge du patient. Chez le nourrisson, un risque de déshydratation et de convulsions existe. L'allaitement maternel protège en partie de l'expression clinique de l'infection (NACHAMKIN *et al.*, 1994). Les symptômes sont maximaux au moment du sevrage. Dans les pays en développement où l'exposition est très fréquente, l'enfant souffre d'infections successives, une immunité s'installe qui aboutit à un portage asymptomatique (DIARRA, 1993)

I-2 Infections Systémiques

Les *Campylobacter* sont des bactéries invasives qui peuvent migrer du tractus digestif vers la circulation sanguine. Cependant, ce cas de (Figure 9) reste très rare notamment pour les entérites dues à des *Campylobacter* thermotolérants avec une fréquence de bactériémies et de septicémies détectées de 0,1 % (SKIRROW et BLASER, 1995). Néanmoins, *C. fetus* est souvent associé à une infection systémique chez des patients déjà immunodéprimés. Les bactériémies et septicémies éventuelles s'accompagnent de fièvre et sont à l'origine de localisations secondaires :

endothélium vasculaire, os, articulations, méninges. En général, *C. fetus* est impliqué dans 90 % de ces infections avec un aspect allant de la simple bactériémie avec peu de fièvre et disparaissant rapidement à une véritable septicémie associée à une longue période fébrile (MANDAL *et al.*, 1984).

Comme pour de nombreuses autres infections, une Campylobactériose pendant une grossesse peut présenter un danger pour la femme et le fœtus : une bactériémie puis une infection intra-utérine peuvent entraîner un avortement, une naissance prématurée ou une mortalité néonatale (EUZEBY, 2002). Une hygiène alimentaire stricte pendant la grossesse est donc préconisée.

I-3- Syndromes Post-Infectieux

Comme d'autres bactéries entéropathogènes, les *Campylobacter* peuvent entraîner des syndromes post-infectieux tels que l'arthrite réactionnelle (Syndrome de Reiter), l'érythème noueux; ces complications se produisent dans moins de 1 % des cas (BERESWILL et KIST, 2003). Toutefois, le syndrome de Guillain-Barré (SGB) survient plus fréquemment : on estime que 20 à 50 % des cas seraient dus à une infection à *Campylobacter*.

Ce syndrome de Guillain-Barré se traduit par des troubles nerveux avec paralysie flasque descendante plus ou moins réversible (récupération partielle, séquelles neurologiques dans 20 % des cas, mortalité dans 3 % des cas) (MILY, 2008). La pathogénie s'explique par une démyélinisation du système nerveux périphérique et une réaction lymphocytaire due à un mimétisme antigénique entre un composant membranaire du nerf périphérique et le lipopolysaccharide de la paroi bactérienne des *Campylobacter*. Cette réponse auto-immune est déclenchée après infection par certaines souches de *C. jejuni* présentant en surface des structures polysaccharidiques qui miment les structures des gangliosides humains. Toutefois, les mécanismes par lesquels ces bactéries provoquent chez certaines personnes un SGB n'ont pas encore été élucidés (BELHADRI, 2008)

En effet, Un Syndrome hémolytique et urémique (SHU), attribué à *C. jejuni*, peut également survenir, plus souvent chez l'enfant, au cours ou à la suite d'une entérite aiguë (CANTON *et al.*, 1989).

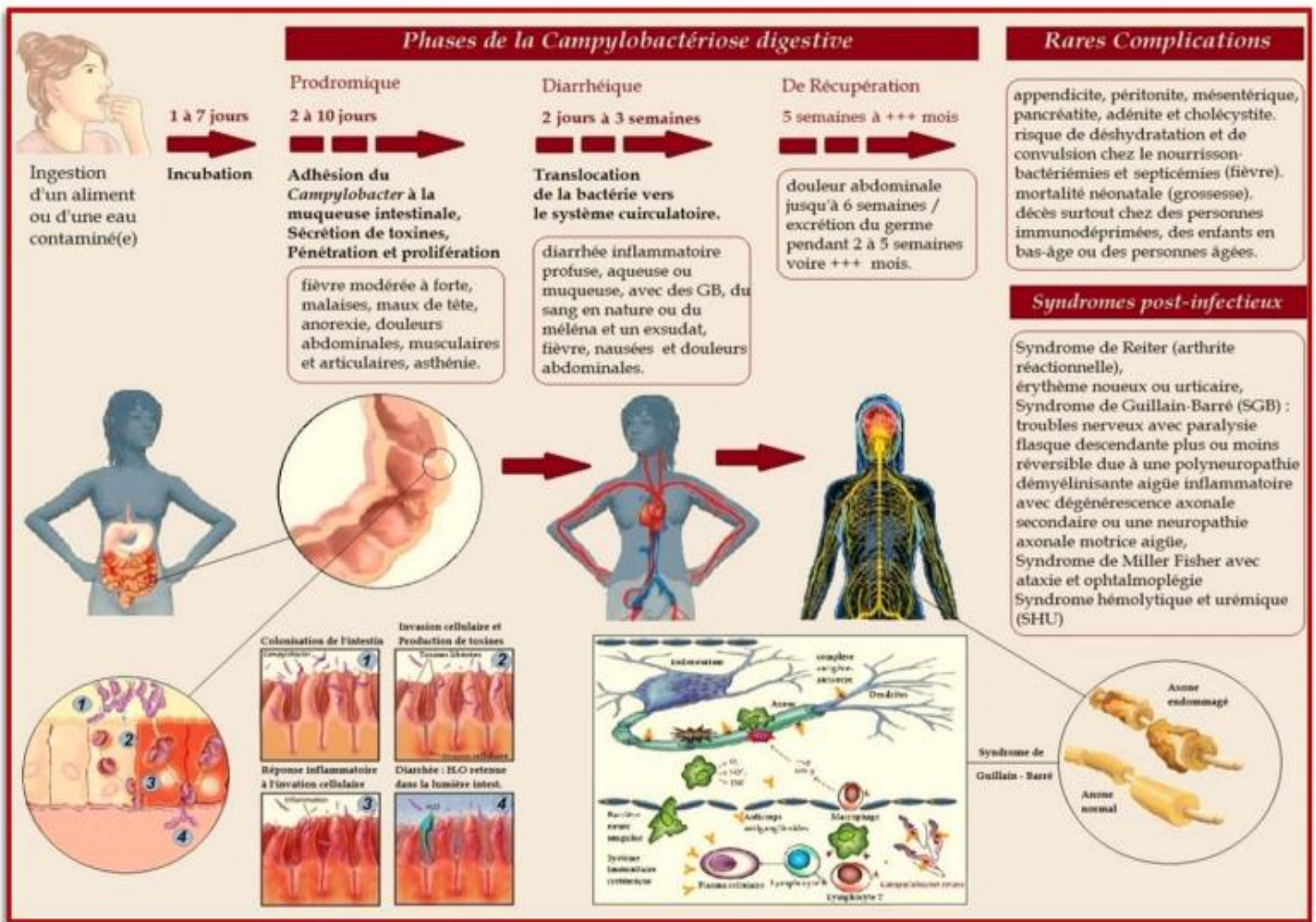


Figure 9 : Schéma englobant les signes cliniques de la Campylobactériose et son évolution (SGB) (CHARRAT, 2017)

II- ÉPIDEMIOLOGIE

Il est important de caractériser les souches bactériennes provenant d'une épidémie ou de cas isolés afin d'obtenir des données épidémiologiques comme la source de l'agent infectieux, sa nature et sa route de transmission. La présence de certains microorganismes dans l'environnement est un facteur déterminant pour la propagation de maladies infectieuses chez l'humain. Tel que rapporté dans la littérature, les problèmes intestinaux causés par *C. jejuni* sont importants en médecine humaine (GUEVREMONT, 2004).

II-1-Incidence

Les *Campylobacter* sont la cause la plus fréquente des gastro-entérites bactériennes dans les pays industrialisés. L'incidence annuelle estimée des infections à *Campylobacter* dans la population générale varie selon les pays et est en augmentation dans plusieurs d'entre eux (Figure 10) (AFSSA, 2004)

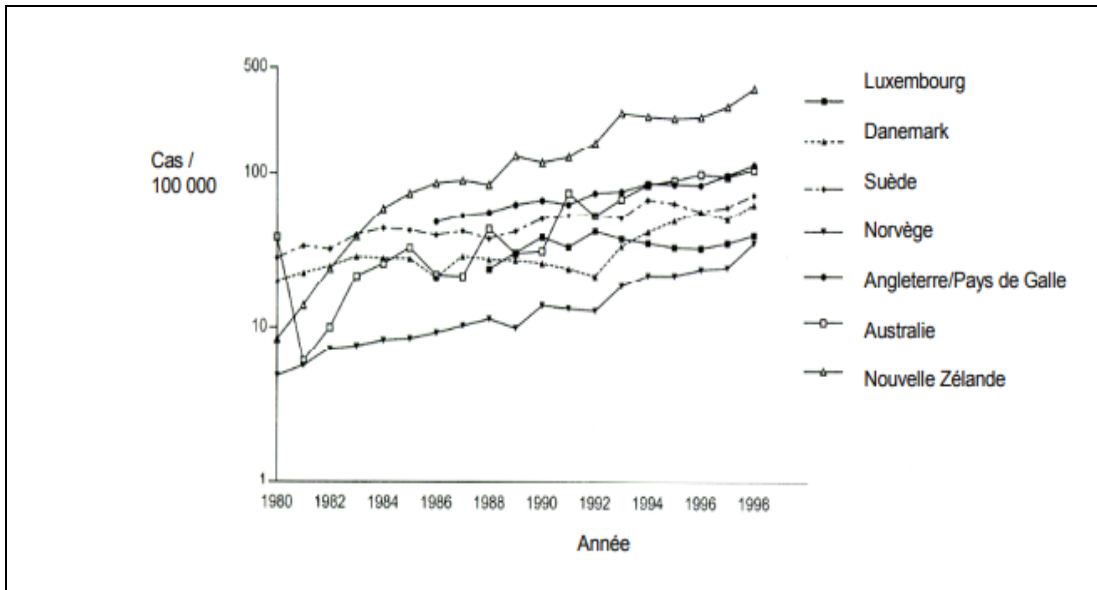


Figure 10 : Incidence des Campylobactériose humaines dans sept pays industrialisés de 1980 à 1998 (FRIEDMAN *et al.*, 2000).

Il existe une recrudescence du nombre d'infection à *Campylobacter* au cours des moins les plus chauds. *C. jejuni* représente 80 % des agents identifiés parmi les infections à *Campylobacter*.

L'infection touche tous les groupes d'âge et l'incidence est maximale chez le nourrisson et le jeune (AFSSA, 2004).

II-2-Forme épidémiologique des campylobactériose

Trois formes épidémiologiques de campylobactériose digestive peuvent être distinguées (AFSSA, 2004)

- La forme professionnelle
- La forme épidémique
- La forme sporadique

II-3-Réservoir *Campylobacter*

Les origines possibles de *C. jejuni* pour l'homme sont nombreuses; on les trouve particulièrement au sein des réservoirs animaux. La contamination humaine par *C. jejuni* peut se faire par contact avec des animaux sauvages (principalement les oiseaux), des animaux de compagnie, les animaux d'élevage qui constituent les principales sources mais aussi par contact avec des porteurs humains ou avec les eaux de surface contaminées (GARENAUX, 2005) (Figure 11).

Ces animaux vont pour la plupart héberger ce *Campylobacter* au sein de leur appareil digestif sans pour autant en exprimer des manifestations cliniques : on parlera alors de portage

asymptomatique chez l'animal (THOMAS, 2009). Les oiseaux sauvages et domestiques tels que les volailles sont considérés comme les principaux réservoirs de *C. jejuni* (65-95%) (SAVILL *et al.*, 2001).

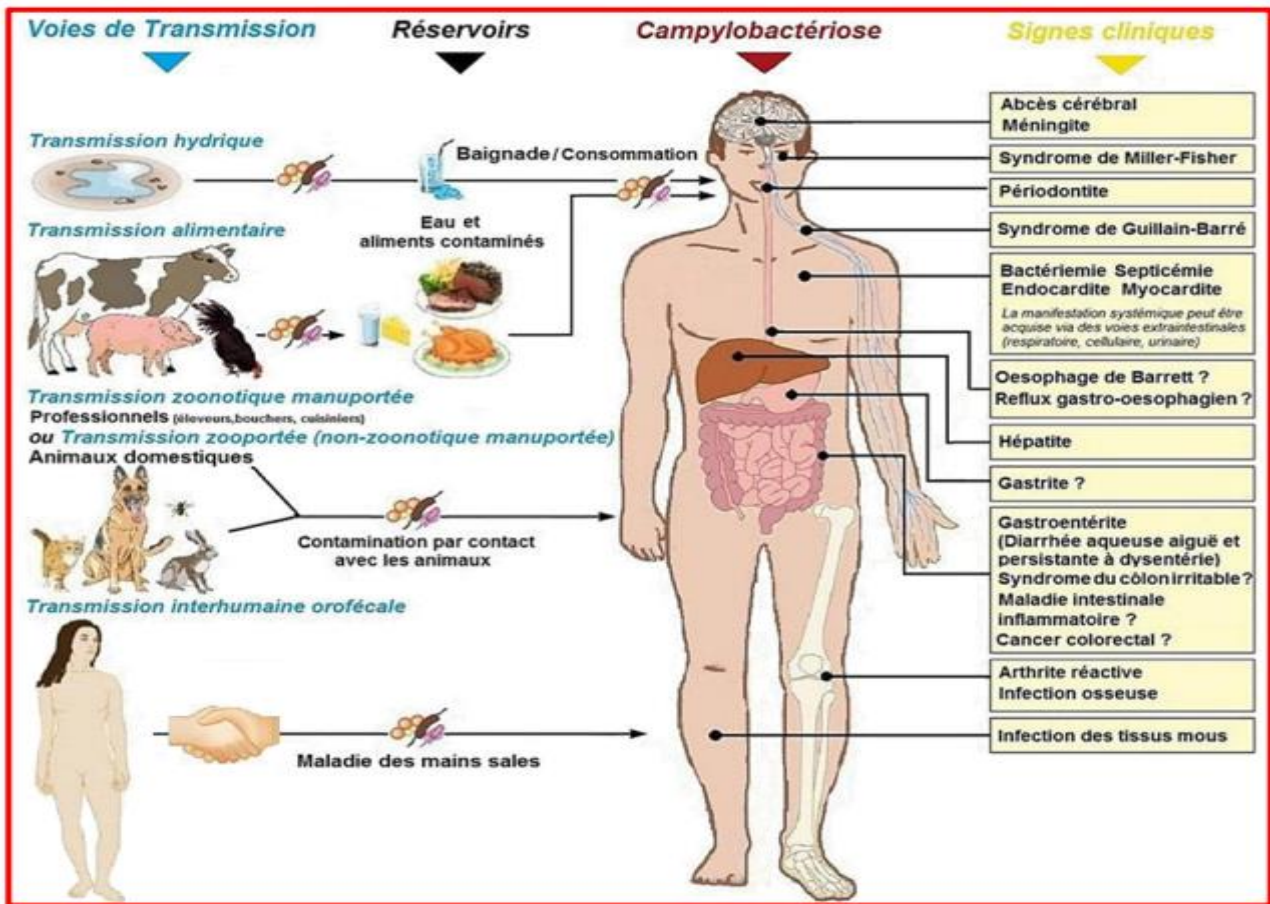


Figure 11 : Schéma reprenant les réservoirs, les voies de transmission et les signes cliniques de la Campylobactériose (CHARRAT, 2017)

III-Traitement et résistance aux antibiotiques

III-1-Traitement

Dans la plupart des cas, l'infection intestinale rétrocede spontanément en moins d'une semaine, mais les antibiotiques peuvent être indiqués pour les cas graves. Pour *C. jejuni*, le traitement antibiotique réduit la durée de la diarrhée et la durée d'excrétion des *Campylobacter* dans les selles. Les antibiotiques de choix sont les macrolides avec l'érythromycine en tête de file et les fluoroquinolones (AVRAIN et KEMPF, 2000).

Les aminoglycosides peuvent également être administrés par voie intraveineuse lors d'infection très sévère ou de septicémie (AARESTRUP et ENGBERG, 2001). Lorsqu'un traitement antibiotique est nécessaire, plus il est administré tôt dans le développement de la maladie, plus la durée de la maladie est réduite (TERNHAG, 2007).

III-2-Résistance des *Campylobacter* aux antibiotiques

Un nombre important et croissant des souches de *Campylobacter* résistantes aux antibiotiques sont actuellement isolées dans plusieurs pays aussi bien dans les échantillons humains qu'alimentaires. A titre d'exemple, depuis les années 1990, la résistance aux macrolides et aux fluoroquinolones augmente, et est reconnue comme étant un problème émergent de santé publique dans plusieurs pays européens (ENGBERG *et al.*, 2001).

III -3-Méthodes d'étude de la résistance aux antibiotiques

Les méthodes utilisées pour évaluer la sensibilité des bactéries aux antibiotiques sont cruciales pour les résultats et l'évaluation de la résistance (KUMMERER, 2004).

III-3-1- Méthodes traditionnelles

Les méthodes conventionnelles nécessitent l'isolement en culture pure des bactéries à étudier, et la réalisation d'essais au cours desquels les bactéries sont exposées à différentes concentrations d'antibiotiques sous des conditions de croissance précises. L'aptitude des antimicrobiens à inhiber la croissance des bactéries est déterminée (EUZEBY, 2003).

- **les méthodes de diffusion des antibiotiques à partir de disques de papier buvard :** Des disques de papier buvard, imprégnés des antibiotiques à tester, sont déposés à la surface d'un milieu gélosé, préalablement ensemencé avec une culture pure de la souche à étudier.
- **les méthodes de dilution en milieu liquide ou gélosé :** Les méthodes de dilution sont effectuées en milieu liquide ou en milieu solide (gélose). Elles consistent à mettre un inoculum bactérien standardisé au contact de concentrations croissantes d'antibiotique.

III -3-2-Méthodes génétiques

L'étude des mécanismes de la résistance aux antibiotiques, biochimique puis génétique, a permis l'identification de déterminants génétiques responsables des phénomènes de résistance observés. Dans tous les cas, l'acquisition d'un mécanisme de résistance aux antibiotiques repose soit sur :

- Un transfert horizontal de gènes (intégrons, transposons, plasmides)
 - Une mutation d'un gène chromosomique ou psalmodique
- (SUNDSFJORD *et al.*, 2004).



**Chapitre IV : Moyens de
lutte contre *Campylobacter***

I- Moyens de lutte contre *Campylobacter*

Dans la filière du poulet de chair, *Campylobacter* est retrouvé à tous les stades de la chaîne de production avec une très forte prévalence de contamination (HUE *et al.*, 2010; ALLAIN *et al.*, 2014). Plusieurs études d'analyse quantitative de risques (ROSENQUIST *et al.*, 2003; ROMERO *et al.*, 2013) ont estimé que la mise en place de différents moyens de lutte contre *Campylobacter* au niveau de la production primaire permettrait de diminuer considérablement la contamination des produits de volailles.

De ce fait, l'incidence des Campylobactériose humaines serait également limitée. Les traitements des carcasses de volaille en abattoir, ainsi que des campagnes de sensibilisation des consommateurs, permettraient également d'impacter les maladies humaines mais les plans d'action au niveau des élevages auraient un bénéfice plus important sur la santé publique, ce stade de la chaîne alimentaire influençant la qualité des étapes ultérieures (ROSENQUIST *et al.*, 2003).

I-1-Au niveau de la production primaire

Au niveau de la production primaire, il a été estimé qu'une diminution de la charge intestinale des volailles en *Campylobacter* de 10^2 à 10^3 UFC/g de fientes permettrait de réduire l'incidence des maladies humaines de 76 à 100 % (ROSENQUIST *et al.*, 2003; ROMERO *et al.*, 2013).

Trois grands types de stratégies ont été étudiés :

*La première stratégie consiste à renforcer les mesures de biosécurité pour limiter l'introduction et la propagation de la bactérie dans les élevages avec notamment des pratiques d'hygiène renforcées ou l'installation de moustiquaires.

*Une autre stratégie d'intervention pour diminuer la charge en *Campylobacter*, est l'utilisation d'additifs alimentaires ayant une action inhibitrice vis-à-vis de la bactérie. Les produits testés regroupent des acides organiques et des acides gras, et probiotiques (SAINT-CYR *et al.*, 2016), des extraits de plantes et les huiles essentielles, des bactériophages et les bactériocines.

* la dernière stratégie est d'ordre immunologique et regroupe des études d'immunisations passives et de vaccination. A l'heure actuelle, la combinaison de plusieurs stratégies n'a été que très peu étudiée.

✓ La vaccination aviaire anti-*Campylobacter* :

Est un domaine de recherche particulièrement actif. Plusieurs essais ont été conduits en utilisant des vaccins vivants (*C. jejuni* atténuées, microorganismes vecteurs d'antigènes de *Campylobacter*) ou des vaccins inactivés (*C. jejuni* inactivés, protéines recombinantes). Quelques études utilisent également une combinaison de plusieurs stratégies vaccinales.

Les premières études de vaccination aviaire anti-*Campylobacter* utilisant des vaccins à bactérie entière (WCV) consistaient à administrer la bactérie tuée ou atténuée dépourvue de virulence et de capacités de colonisation. Certaines études ont montré que l'administration par voie orale de *C. jejuni* inactivé au formol permettait de réduire la colonisation des poulets de 16 à 93% en comparaison avec le groupe contrôle.

De plus, une primo administration in ovo suivie, après éclosion, d'un boost oral de *C. jejuni* tué par la chaleur a permis d'engendrer une réponse immunitaire spécifique aussi bien au niveau sérique que mucosal. Le pouvoir protecteur du vaccin n'a toutefois pas été évalué (NOOR *et al.*, 1995).

Enfin, il a été montré qu'une double injection de WCV, en combinaison avec la flagelline par voie intrapéritonéale (IP) permettait de diminuer la colonisation caecale des poulets de 10^2 UFC/g (WIDDERS *et al.*, 1998).

I-2-A l'abattoir

En abattoir, la prévalence de *Campylobacter* sur les carcasses est plus importante qu'au niveau des élevages en raison de l'utilisation des mêmes chaînes de production entre les lots de volailles contaminés et non contaminés. L'étape d'éviscération est la plus critique en termes de contamination croisée bien que l'échaudage et la plumaison aient également été considérés comme facteurs de risques (MARINE, 2017).

Afin de lutter contre *Campylobacter* en abattoir, différentes stratégies de traitements des carcasses pourraient réduire le risque de contamination humaine de 37 à 100 % (ROMERO-BARRIOS *et al.*, 2013). Celles-ci incluent des traitements physiques des carcasses avec notamment des procédés de refroidissement par l'air, par immersion, des procédés de congélation ou encore une exposition des carcasses à la vapeur et aux ultrasons. A plusieurs reprises, l'irradiation des carcasses a également permis de diminuer le taux de *Campylobacter* bien que ce type de traitement soit le plus souvent associé à une perte de qualité de la viande.

Les différentes mesures appliquées en abattoir ont montré leur potentiel dans la lutte contre *Campylobacter* et pourraient être complémentaires des mesures de lutte au stade de la production primaire. Les résultats obtenus entre les différentes études présentent parfois de grandes variations et nécessitent des améliorations techniques et de nouvelles expérimentations. A ce stade, l'important est de trouver un équilibre entre une diminution intéressante de la charge de bactéries sur les carcasses et une conservation de la qualité de la viande (MARINE, 2017).

I-3-Au niveau de la distribution et du consommateur

Au niveau de la distribution, un plan de surveillance réalisé en France en 2009 sur des produits de poulets de chair (carcasses, cuisses, filets) a permis d'estimer une prévalence de

Campylobacter de 76 % (HUE *et al.*, 2010). Le conditionnement des produits de volailles pourrait représenter une barrière pour réduire le taux de contamination sur les produits destinés aux consommateurs.

En effet, il a été montré que les produits avec peau sont significativement plus contaminés que ceux sans peau ainsi que les produits conditionnés sous film par rapport à ceux conditionnés sous atmosphère modifiée (RIVOAL *et al.*, 2005).

Les études d'évaluation quantitative du risque *Campylobacter* soulignent le rôle de l'hygiène en cuisine parmi les causes d'exposition du consommateur (ROSENQUIST *et al.*, 2003). Il a été montré à de nombreuses reprises que les contaminations croisées de *Campylobacter* lors de manipulations domestiques à la cuisine avaient un rôle important dans la contamination du consommateur (TANG *et al.*, 2009).

Le taux de transfert de la bactérie à partir de cuisses de poulets naturellement contaminées vers la planche de découpe varie de 0,05 % à 55 %. Il a lieu dès les premières minutes de contact et un poids faible exercé sur le produit est suffisant pour permettre un transfert de *Campylobacter* sur une planche de découpe (CHEMALY *et al.*, 2007).

De plus, il a été montré que ce transfert de produits naturellement contaminés vers des produits cuisinés via la planche de découpe peut se produire dans près de 30 % des cas. Les deux espèces *C. jejuni* et *C. coli*, présentant des caractères de virulence et de capacité d'adhésion importants, sont capables de transférer (MARINE, 2017).

Lors d'une étude réalisée par l'ANSES et après l'analyse des réponses à des questionnaires en ligne et observations à domicile, il a été estimé que le contact direct entre les poulets crus et des aliments prêts à cuire ainsi que l'utilisation de planches de découpe non nettoyées étaient les voies de contaminations contribuant le plus au risque de contamination (EFSA, 2011).

Dans le but de sensibiliser les consommateurs aux problèmes de manipulations de viandes crues dans les cuisines, un recueil de recommandations de bonnes pratiques d'hygiène a été développé à l'initiative de plusieurs associations de consommateurs (ALLAIN *et al.*, 2014)

En 2014, la FSA (Food Standards Agency) a lancé la campagne «Don't wash raw chicken ». La sensibilisation du consommateur est d'autant plus difficile que *Campylobacter* est une bactérie méconnue. En effet, une récente étude française a montré que 83 % des personnes interrogées ne connaissaient pas et n'avaient jamais entendu parler de cette bactérie tandis que d'autres bactéries telles que *Salmonella*, *Listeria* ou *E. coli* étaient plus connues (TANG *et al.*, 2009).

L'efficacité des stratégies de communication vis-à-vis de *Campylobacter* a été évaluée et a montré que le risque de Campylobactériose pourrait être réduit de 1,2 à 9 % si 5 à 10 % des consommateurs sensibilisés changeaient leur comportement.

La sensibilisation du consommateur sur la problématique *Campylobacter* pourrait donc participer à la diminution du nombre de cas de Campylobactériose. Ce niveau de la chaîne alimentaire n'est donc pas à négliger. Des actions simultanées aux différents stades de la chaîne alimentaire (élevages, abattoir, distribution et consommateur) permettraient de diminuer de façon significative l'incidence des maladies humaines. Des efforts doivent être poursuivis à tous les niveaux, *Campylobacter* représentant chez l'homme la première cause d'infection gastro-intestinale bactérienne (AFSSA, 2004).



Chapitre V :
Méthodes de détection

I-DETECTION ET ISOLEMENT DES CAMPYLOBACTER

Avant de voir les méthodes de détection des *Campylobacter* au sein des aliments et celles appliquées dans le cadre médical, nous allons faire un rapide rappel concernant les diverses conditions que devront avoir les milieux de culture pour satisfaire à la détection des *Campylobacter* (CAMILLE, 2014).

I-1-Conditions générales de cultures des *Campylobacter*

I-1-1-Microaérophile :

Campylobacter est considéré comme un germe microaérophile ; c'est-à-dire qu'il est cultivé en présence d'une atmosphère appauvrie en oxygène, généralement comprise entre 5% et 10% (FEDERIGHI, 1999).

I-1-2-Capnophilie :

De nombreux auteurs estiment que les *Campylobactéries* sont plus Capnophilie qu'ils ne sont microaérophile ; c'est-à-dire qu'ils vont exiger une atmosphère enrichie en CO₂ de 10% pour cultiver. Le mélange gazeux propre à la culture du germe comprend : 5% de O₂, 10% de CO₂ et 85% de N₂ (AVRIL, 1992 ; PEYRAT, 2008).

I-1-3-Température d'incubation :

Les souches de *Campylobacter* sont thermophiles se cultivant aisément à 42°C tels *Campylobacter jejuni*, *Campylobacter coli* ou encore *Campylobacter lari*. Ces mêmes souches ne se cultiveront pas à 25°C alors que pour *Campylobacter fetus* il en sera l'inverse.

Ainsi on pourra même utiliser la température d'incubation pour optimiser la recherche de certaines souches de *Campylobacter*. A 37°C on permettra la culture de toutes les espèces de *Campylobacter* tandis que 42°C permettra une recherche plus sélective de *Campylobacter jejuni* ou *Campylobacter coli* (GREGORY, 2009).

I-1-4-Durée d'incubation :

La durée optimale d'incubation est en général de 48 heures. Mais lorsque l'on effectue une primo-culture, cette durée d'incubation peut être augmentée jusqu'à 96 heures. Cela permet d'augmenter le nombre d'isolats, mais le rend beaucoup plus délicat, du fait du développement des germes concurrents. En repiquage de souches jeunes, 24 heures suffisent (AVRIL, 1992 ; FEDERIGHI, 1999).

I-1-5-Milieus de culture :

Le recours à des milieux sélectifs est nécessaire en particulier pour la culture des *Campylobacter* thermotolérants (CORRY *et al.*, 1995). Le milieu Butzler, à base de sang, et le milieu Karmali, à base de charbon, sont, avec le milieu Skirrow, les plus connus pour l'isolement des *Campylobacter* thermotolérants. Tous les trois contiennent un mélange d'antibiotiques

différents. Les milieux Butzler et Karmali, plus récents, sont plus sélectifs que le milieu Skirrow et permettent une meilleure détection des *Campylobacter* (KARMALI *et al.*, 1986 ; GUN-MUNRO *et al.*, 1987).

Des milieux non sélectifs, d'enrichissement, de transport et de conservation existent aussi. L'utilisation de plusieurs milieux augmente la probabilité de mettre en évidence *Campylobacter* lors d'une analyse bactériologique (KOENE *et al.*, 2004).

I-1-6-Le pH :

Plusieurs expériences ont permis à Doyle de montrer que la zone optimale de croissance 6,5-7,5 pour les *Campylobacters* se situait aux abords de pH neutre compris entre pH 6 et 8 (FEDERIGHI, 1999).

I-2-Méthodes de détection

I-2-1 Choix de la méthode en fonction de l'origine des prélèvements

L'origine des prélèvements influe sur :

- Le niveau de contamination par *Campylobacter* : par exemple, les prélèvements de fientes de volailles contiennent environ 10^6 à 10^8 UFC/g, les prélèvements d'aliments ou d'eau en contiennent beaucoup moins (en relation avec leur niveau de contamination)

- L'état des *Campylobacter* : dans les prélèvements environnementaux, les *Campylobacter* sont souvent dit « stressés ». Ils ont été prélevés dans un milieu peu propice à leur croissance, souvent dépourvu en nutriments. Dans ce cas, les *Campylobacter* vont nécessiter une phase de « récupération » de quelques heures dans un milieu non sélectif (HUMPHREY, 1989).

I-2-2-Prélèvement des échantillons

Chez volailles : Les volailles sont trouvées porteuses majoritairement de *C. jejuni* (65 à 95 %), moins souvent de *C. coli* et rarement d'autres espèces (NEWELL *et al.*, 1983 cité par AGGOUNE et SABRI, 2016). Les échantillons d'oiseaux vivants, destinés à chaîne alimentaire, doivent donc être collectés aussi près que possible de l'abattage. La plupart des oiseaux excrètent un grand nombre de micro-organismes (10^6 UFC/g).

Chez l'homme : recherche les *Campylobacter* chaque fois qu'il existe un ou plusieurs symptômes digestifs tels que la diarrhée et la présence de sang dans les selles. Et pour la culture, on peut recourir à des selles fraîchement émises ou recueillies par un écouvillonnage rectal (OMS, 2003).

I-2-3-Transport des échantillons

Les *Campylobacter* sont particulièrement sensibles aux conditions environnementales, en particulier l'oxygène atmosphérique, la déshydratation, les atmosphériques élevées et la lumière. Le transport au laboratoire et les étapes suivantes doivent donc être aussi rapides que possible (de

préférence le jour même, sinon dans les 2 jours). les prélèvement ne doivent pas être transportés sur des peaux, sinon les *Campylobacter* risquent de sécher et de mourir rapidement. Un milieu de transport approprié augmente la probabilité de maintenir les *Campylobacter* présents sur la peau. En fin, quand le délai entre le prélèvement et son traitement est long, un stockage à 4°C est conseillé (AGGOUNE et SABRI, 2016).

I-2-4- Traitement des échantillons

A l'arrivée au laboratoire, les échantillons doivent être traités le plus rapidement possible, de préférence le jour d'arrivée. Si la culture des *Campylobacter* est réalisée directement à partir du prélèvement, on parlera d'isolement direct. Si elle est réalisée après une phase d'enrichissement, on parlera d'isolement indirect (PEYRAT, 2008).

a-Enrichissement

Cette phase d'enrichissement permet d'augmenter le nombre de *Campylobacter* dans le milieu. Elle favorise la détection des *Campylobacter* dans les prélèvements où ces bactéries sont en faible nombre, ou stressées et/ou en présence d'une flore compétitive abondante. L'enrichissement est donc recommandé pour les prélèvements d'environnements (NEWELL *et al.*, 2001). L'enrichissement consiste à incuber les prélèvements dans des bouillons sélectifs (contenant des antibiotiques) pendant 24 à 48h à 37°C. Ces bouillons sélectifs dérivent pour la plupart des milieux solides les plus connus (par exemple : Bouillon d'enrichissement de Preston).

b-Isolement direct

Selon la norme ISO 10272 (1995), pour les produits suspectés de contenir une quantité importante de *Campylobacter*, procéder à un isolement direct en ensemençant la suspension mère non incubé sur la surface de la gélose Karmali et d'un autre milieu. Puis incuber à 42 °C en atmosphère microaérophile, et examiner après 48 heures, 72 heures voire 5 jours, pour contrôler s'il y a présence de colonies présumées être des *Campylobacter* (NF-ISO : 10272, 1995).

I-2-5-Technique de culture sélective des *Campylobacter*

Deux possibilités existent pour cultiver sélectivement les *Campylobacter*: les milieux sélectifs et la filtration.

I-2- 5-1 -La filtration

Dans les milieux polymicrobiens, il existe une alternative à l'utilisation des milieux sélectifs pour éliminer la flore compétitive de *Campylobacter* : la technique de filtration. La suspension est déposée sur un filtre (pores de 0,65 µm de diamètre) posé sur une gélose au sang non sélective. Le filtre est retiré après un temps variable (30 min à 2 h) et la gélose est incubée à 37°C. Seuls les *Campylobacter* sont capables de traverser le filtre et se développent sur la gélose. Cette technique,

longue et fastidieuse, permet d'isoler les espèces fragiles de *Campylobacter* et nécessite que les prélèvements soient très riches en *Campylobacter* (FEDERIGHI, 1999).

I-2- 5-2 -Les milieux sélectif

De nombreux milieux sont d'usage courant pour la culture de *Campylobacter* spp. les milieux sélectifs peuvent être divisés en 2 grandes catégories : les milieux contenant du sang et les milieux contenant du charbon. Les composants du sang et le charbon permettent d'éliminer les dérivés oxygénés, la sélectivité des milieux dépend des antibiotiques utilisés (CORRY *et al.*, 1995).

Les milieux sélectifs sont des géloses ou des bouillons au sang additionné de plusieurs antibiotiques qui vont inhiber la flore contaminant. Les *Campylobacter* sont sensibles au stress oxydatif, donc la plupart de ces milieux contient des ingrédients qui protègent les *Campylobacter* des effets toxiques des oxydants. Les plus utilisés sont le sang défibriné ou lysé, le charbon de bois, des combinaisons de sulfate de fer, de métrasulfite de sodium et de pyruvate de sodium (FPB) et l'hématine (CORRY, POST *et al.*, 1995).

Exemples de bouillons d'enrichissement sélectifs (OIE, 2005):

- Bouillon de Bolton;
- Bouillon de Preston;
- Bouillon d'Exeter;
- Bouillon de Park et Sanders;
- CCDB (bouillon au charbon, à la céfoperazone et au désoxycholate).

Exemples de milieux solides sélectifs contenant du sang (OIE, 2005)

- le milieu de Skirrow
- le milieu de Karmali
- le milieu de Butzler (Virion).

La composition du milieu d'enrichissement de Preston et de 3 milieux sélectifs (Skirrow, Karmali et Butzler) est indiquée dans le tableau (II).

Tableau II : Composition des principaux milieux solides et liquides pour les *Campylobacter* thermotolérants d'après (CORRY, POST *et al.* , 1995)

	Milieu de Base	Système Antioxydant	CFZ (mg/l)	Polymyxine B ou Colistine (C) (UI)	Rifampicine (UI)	Antifongique (mg/l)	TMP mg/l
Preston	Bouillon nutritif	5% sang de CV Lysé	-	5000	10	Cycloheximide 50	-
Skirrow	Gélose au sang	7% sang de CV Lysé	-	2500	-	-	5
Karmali	Gélose Colombia	4 g de charbon, 0.32g hématine 0.1g pyruvate de sodium	32	-	-	-	-
Butzler	Bouillon nutritif	5-7% de sang de mouton	15	10000	10	Amphotéricine B	-

CFZ = Céfopérazone ; TMP = Triméthoprime



**PARTIE
EXPERIMENTALE**



Chapitre VI : MATERIEL
et METHODES

Objectifs de l'étude :

Le *Campylobacter* thermotolérants est l'une des 4 principales causes mondiales des maladies diarrhéiques. Le *Campylobacter* est, en effet, l'un des germes les plus virulents impliqués dans les intoxications alimentaires. Il est considéré comme la cause bactérienne la plus courante de gastroentérites humaines dans le monde (OMS, 2016).

En réalité, la plupart des médecins s'il y a des problèmes digestifs focalisent surtout les entérobactéries et négligent le risque des *Campylobacter* thermotolérants.

En raison de l'importance portée aux *Campylobacter* thermotolérants dans le monde aussi bien en médecine vétérinaire qu'en médecine humaine, et vu que la méconnaissance de la situation de la campylobactériose en Algérie, notamment dans la région de Djelfa, nous avons voulu par la présente étude apporter quelques données qui pourraient éclairer la situation de cette zoonose en Algérie, pour cela, L'objectif de notre étude consiste en :

- ➔ Isolement des souches de *Campylobacter* thermotolérants chez le poulet de chair à partir de fientes de poulets de chair fraîchement émises en fin de période d'élevage dans quelques élevages avicoles de la wilaya de Djelfa.
- ➔ Isolement des souches de *Campylobacter* thermotolérants chez le poulet de chair à partir du caecum, des abats et des peaux du cou de poulet de chair juste après éviscération et lavage des carcasses dans quelques établissements d'abattages (abattoirs et tueries traditionnelles) de la wilaya de Djelfa.
- ➔ Caractérisation phénotypique des souches isolées à partir des différents prélèvements.
- ➔ Détermination du profil d'antibiorésistance des souches isolées.

I-PRÉSENTATION DES ÉTABLISSEMENTS :

Avant d'entamer la partie matérielle et méthodes proprement dite, nous avons jugé nécessaire de faire une brève description des lieux où nous avons réalisé nos prélèvements.

Tous les élevages visités se trouvent dans des zones rurales abritant des sujets provenant des éclosiers différents et élevés en bande unique jusqu'à leur abattage. La capacité de production varie d'un élevage à un autre.

Les 3 abattoirs avicoles visités (tueries traditionnelles) font à la fois l'abattage des poulets et la vente aux détaillants et aux consommateurs. Ces abattoirs avicoles sont traditionnels et utilisent des moyens simples, la saignée manuelle, le se fait rinçage à l'eau chaude.

II-MATÉRIEL :**II-1- Matériel de laboratoire**

Tout le matériel utilisé pour les prélèvements et pour les analyses bactériologiques est mentionné en annexe (I).

II-2- Échantillonnage

Notre étude effectuée dans la ville de Djelfa, elle s'est déroulée durant la période allant du mois de Mai 2019 jusqu'au mois de juillet 2019. L'analyse des échantillons a été réalisée au niveau du laboratoire de microbiologie (faculté des sciences de la nature et de la vie, Université de Djelfa).

Elle a porté sur 40 prélèvements au total, récoltés au niveau de 5 établissements privés de la région (2 établissements d'élevage et 3 établissements d'abattage), répartis comme suit :

a) Répartition des échantillons selon leur nature

- 10 soit 25% étaient des écouvillonnages cloacaux et fientes de poulet de chair.
- 30 soit 75% étaient des peaux du cou, caecum, et des abats de poulet de chair.

Pour les 30 échantillons prélevés au niveau des établissements d'abattage sont répartis comme suit :

10 échantillons pour chaque type de prélèvement (10 peaux du cou, 10 caecums et 10 abats de poulet de chair). Autrement dit, chaque type de prélèvement représente 25% de l'ensemble des prélèvements. Le tableau III montre l'échantillonnage au niveau des abattoirs et la figure 12 montre la répartition des échantillons selon le type de prélèvement.

Tableau III: Échantillonnage au niveau des abattoirs

Type d'échantillon	peau du cou	l'intestin	abats
Abattoirs			
Abattoir 1	03	02	5
Abattoir 2	04	05	5
Abattoir 3	03	03	0
Totale	10	10	10

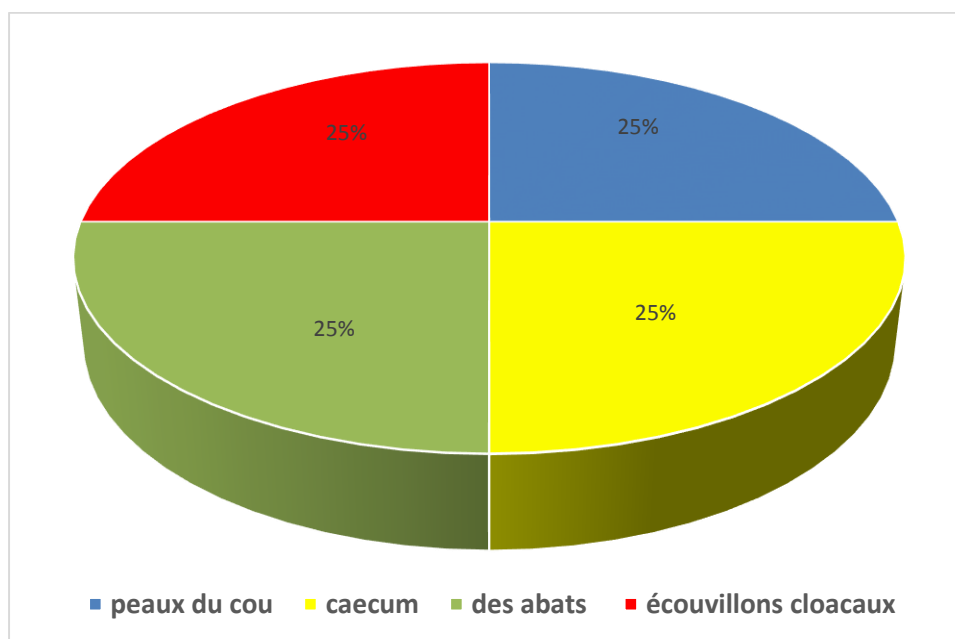


Figure 12 : Répartition des échantillons selon le type du prélèvement

III-METHODES

III-1-Méthodes d'échantillonnage

En l'absence de méthodes d'échantillonnage normalisées relatives à la recherche des *Campylobacter* dans les viandes de volaille à l'échelle nationale, européenne ou encore internationale, nous nous sommes inspirés de plusieurs textes parmi lesquels : les directives générales sur l'échantillonnage du Codex Alimentarius « CAC/GL 50-2004 ».

Les troupes de poulets de chair à tester ont été choisis de manière aléatoire selon la coopération des éleveurs et des propriétaires des établissements d'abattage de poulet de chair.

Définition de l'échantillon :

L'échantillon est un ensemble composé d'un ou plusieurs individus sélectionnés de différentes façons dans une population. Il est destiné à fournir une information caractéristique de la population étudiée, et éventuellement à servir de base à une décision concernant cette population ou cette matière ou le procédé qui l'a produite (CAC/GL 50-2004).

III-1-1- Au niveau des élevages

En se munissant des gants jetables, les techniques de prélèvement de la fiente ont été réalisées selon 2 modalités :

- ➔ **5 écouvillonnages cloacaux :** des écouvillons stériles, dont l'extrémité est cotonnée, ont été utilisés pour la réalisation des prélèvements cloacaux. Le coton est humidifié par trempage dans l'eau physiologique stérile avant le prélèvement, ceci pour éviter la dessiccation trop importante pendant le transport. L'écouvillon stérile est bien inséré dans le cloaque en pratiquant des mouvements de rotation contre la muqueuse cloacale (figure 13)
- ➔ **5 échantillons de fientes :** fraîchement émises au sol ont été aseptiquement prélevés à l'aide d'une spatule stérile et déposés dans des pots stériles et identifiés.



Écouvillonnage cloacal



prélèvements des fientes à partir le sol

Figure 13 : Différentes modalités de prélèvements au niveau des élevages (Photos personnelles)

Les échantillons étaient prélevés le plus proche possible de l'abattage, c'est à dire en fin de la période d'élevage, un seul passage a été effectué en début de journée pour chaque élevage.

Les prélèvements ont été effectués au niveau de deux bâtiments d'élevage de poulet de chair La description des élevages visités ainsi que les informations concernant les différents prélèvements récoltés sont résumées dans le tableau IV.

Tableau IV : Échantillonnage au niveau de 2 élevages visités

Elevage	Localisation du bâtiment	Nombre de sujets par bâtiment	Nombre d'échantillons testé par bâtiment	Age des sujets au moment du prélèvement (J)	Provenance de sujets (éclosoire)
Élevage 1	Djelfa	3000	5	45	Ain oussara
Élevage 2	Djelfa	4000	5	38	Ain oussara

III-1-2-Echantillons de volailles abattues

30 échantillons ont été prélevés après l'abattage des poulets de chair (10 peaux du cou, 10 cæcums et 10 abats de poulet de chair) à partir de 3 établissements d'abattage de poulets de chair :

Les 3 sont des tueries traditionnelles, situés dans la wilaya de Djelfa.

La description des établissements d'abattage visités ainsi que les informations concernant les différents prélèvements récoltés sont résumés dans le tableau V.

Tableau V: Description des établissements d'abattage testés et des échantillons récoltés.

Tueries	Localisation	Type	Espèces abattues	Nombre d'échantillons
Tuerie 1	Djelfa	Traditionnelle	Poulet de chair	10
Tuerie 2	Djelfa	Traditionnelle	Poulet de chair	14
Tuerie 3	Djelfa	Traditionnelle	Poulet de chair Dinde	6

- Les peaux du cou ont été prélevées à partir de carcasses de poulet de chair abattu, par incision d'un morceau de 10 g de peau juste après dépôt des carcasses sur les chariots de transport.
- Une quantité de 15 g approximativement du contenu caecal est récupéré avant de jeter le

caecum, et en fin une quantité de 10 g du foie est récupéré à partir des abats destinés à la consommation.

Les prélèvements ont été effectués à l'aide de pinces et bistouris stériles puis déposés dans des sacs de prélèvement stériles et identifiés.

La méthode du prélèvement au niveau de l'abattoir est représentée dans la figure 14.



b : Peau de cou

Figure 14 : Méthode de prélèvement au niveau de l'abattoir (Photos personnelles)

III-2-Transport des prélèvements

Les différents types d'échantillons ont été transportés dans une glacière à + 4°C le plus rapidement possible au laboratoire d'analyse pour éviter la dessiccation, de telle façon que le délai entre le prélèvement et l'arrivée au laboratoire n'excède pas les deux heures, le traitement des échantillons est réalisé le jour même.

III-3- Méthodes de laboratoire

L'isolement et l'identification des *Campylobacter* thermotolérants, ainsi que l'étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées se sont déroulés au niveau du laboratoire de microbiologie de la faculté des sciences de la nature et de la vie, Université Zaine Achour (Djelfa).

III-3-1-Préparation des milieux de culture

Les différents milieux de culture ont été préparés à partir des milieux de base déshydratés, de supplément d'antibiotiques et du sang de mouton.

Les milieux de culture utilisés au cours de la présente étude sont : Milieu Karmali, la gélose Muller Hinton au sang et la gélose Columbia au sang et bouillon de Preston.

Les techniques de préparation des différents milieux de culture sont détaillées en annexe (II).

III-3-2- La détection des *Campylobacter* thermotolérants

Pour toutes les étapes du protocole d'analyse des échantillons, l'incubation des milieux de culture a été réalisée dans des jarres étanches avec des sachets générateurs d'atmosphère microaérophiile (Campy Gen 2.5 litre CN0025A, Oxoid), l'atmosphère microaérophiile signifie un mélange gazeux de 5% O₂, 10% CO₂ et 85 % N₂.

Les différents échantillons ont été analysés selon :

- La norme internationale ISO 10272 : 1995 modifiée (AFNOR, 2004).
- Le Manuel terrestre de l'OIE 2008 et les recommandations de l'OMS (2003).

La figure 15 schématise le mode opératoire qui a été entrepris au sein du laboratoire.

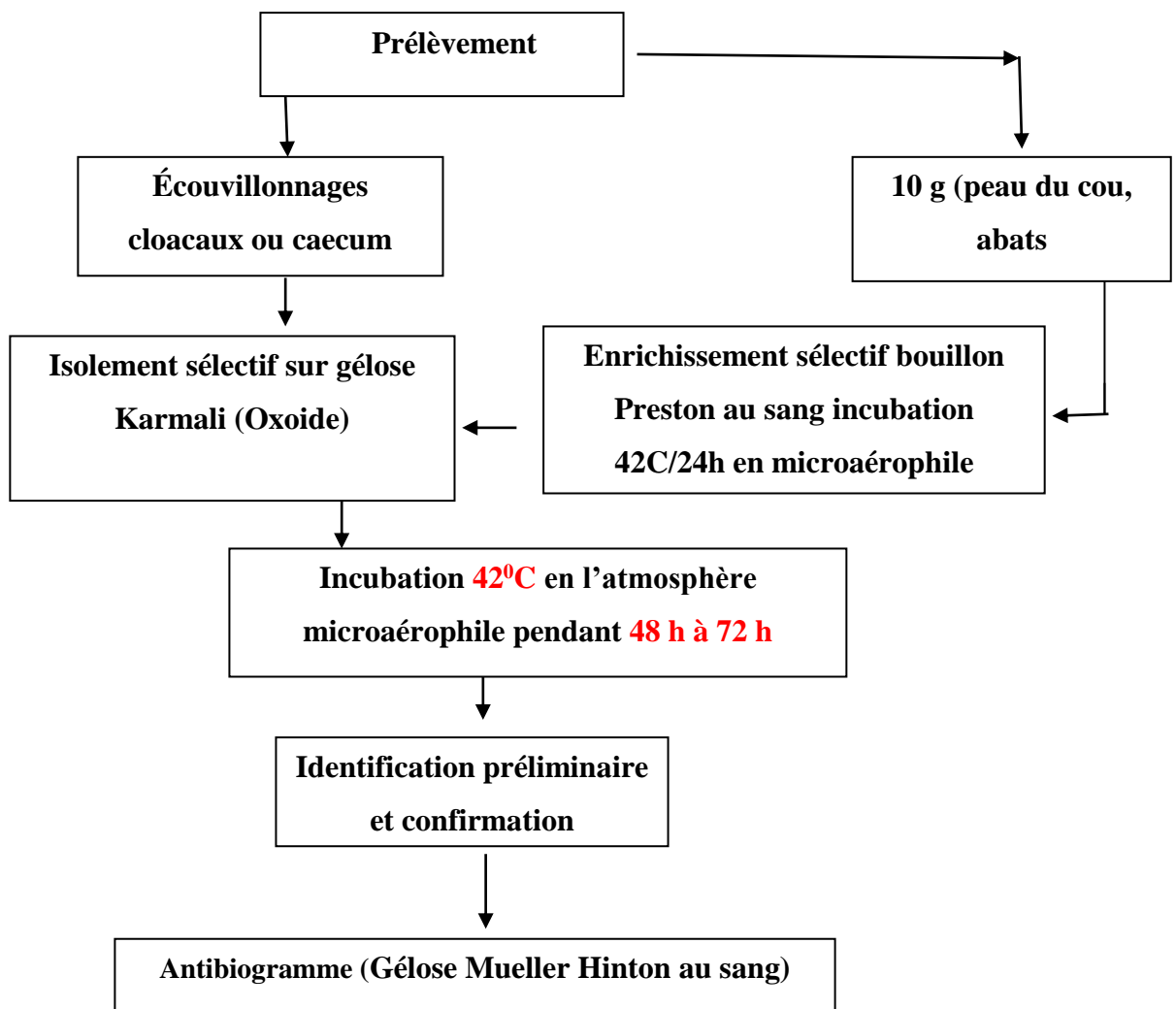


Figure 15 : Représentation schématique du mode opératoire au sein du laboratoire.

III.3.2.1. Réalisation des primo cultures

a) Les fientes, les écouvillonnages cloacaux et le contenu caecal

Pour les produits suspectés contenir une quantité importante de *Campylobacter* thermotolérants, nous avons procédé à un isolement direct.

➤ La préparation des suspensions mères se fait par dilution de la prise d'essai (1g de fientes, dans 9 ml bouillon Preston : dilution au 1/10^{ème}) ou (10 g de contenu caecal, dans 90 ml bouillon Preston : dilution au 1/10^{ème}) et homogénéisation à l'aide d'un vortex.

➤ Isolement direct sur milieu sélectif : par ensemencement de 0,1 ml de la suspension mère **non incubée** sur la surface de la gélose Karmali.

➤ Incubation des géloses ensemencées à 42°C en atmosphère micro aérophile, et examen après 48 h, 72 h et éventuellement 5 jours, pour contrôler s'il y a présence de colonies présumées être des *Campylobacter* thermotolérants.

b) Les peaux du cou et les abats (le foie)

Pour ce type d'échantillons, les *Campylobacter* s'ils sont présents, ils sont en faible nombre et au sein d'une abondante flore microbienne compétitive, de ce fait l'isolement est précédé d'une phase d'enrichissement dans un bouillon sélectif et l'analyse complète de ces échantillons peut aller jusqu'à 12 jours.

∞ Enrichissement

Il est réalisé par ensemencement de l'échantillon à tester dans un bouillon d'enrichissement sélectif conçu pour ralentir ou inhiber la multiplication de micro-organismes rivaux tout en favorisant celle de micro-organismes du genre *Campylobacter*.

Les abats (surtout foie) et les peaux du cou sont ainsi pesés dans un sachet stérile, identifié au préalable. En effet, une quantité de 10 g de l'échantillon à analyser est introduite dans un volume de 90 ml de bouillon de Preston, de façon à obtenir un rapport prise d'essai/milieu d'enrichissement de 1/10.

Ensuite, Le sachet contenant le bouillon et l'échantillon est ensuite homogénéisé au broyeur (Stomacher). Puis le tout est déversé dans des flacons en verre stériles fermés hermétiquement, puis incubé (incubateur), à 42°C, pendant 18 h, dans une jarre de 2.5L de volume avec un sachet générateur d'atmosphère microaérophile (Campy Gen) (Figure 16).

∞ Isolement

Après incubation, l'isolement est réalisé par ensemencement à l'aide d'une anse bouclée la surface du milieu d'isolement sélectif, la gélose Karmali, avec 0,1 ml de la culture obtenue dans le bouillon d'enrichissement Preston précédemment incubé.

Incuber les boîtes de nouveau à 42°C, en atmosphère micro aérophile, dans une jarre de 2.5 L avec un générateur d'atmosphère microaérophile (Campy Gen), à raison de 12 boîtes par jarre au maximum, et après 24 h ou plus généralement 48 h et même 3j à 5j d'incubation, examiner les boîtes afin de rechercher la présence de colonies caractéristiques de *Campylobacter* thermotolérants.

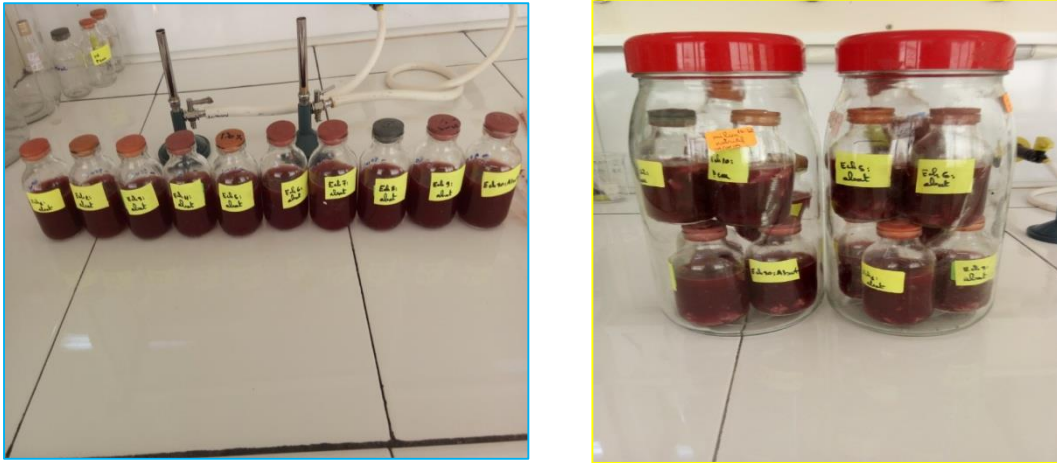


Figure 16 : l'ensemble (échantillon et bouillon Preston) dans une jarre, avant l'incubation (Photo personnelle).

III.3.2.2. Identification préliminaire

L'identification présomptive des *Campylobacter* est basée sur leur morphologie typique lors de la coloration de Gram, un état frais et les tests biochimiques rapides (recherche de l'activité oxydase et catalase)

a) Aspect des cultures

Sur la gélose Karmali, les colonies caractéristiques sont grises, humides et plates, avec une tendance à l'étalement.

Les colonies apparaissent généralement au bout de 48 h lors de l'isolement à partir des fientes ou du contenu caecal, et les primo-cultures sont généralement pures. Pour les peaux de cou et les abats, c'est jusqu'à 96 h d'incubation et les primo-cultures sont souvent envahies de contaminants. L'aspect des cultures obtenues sur le milieu Karmali est démontré dans la figure 17.



Figure 17 : Aspect des Colonies de *Campylobacter* sur la gélose de Karmali (Photo personnelle)

b) Examen de la morphologie et de la mobilité (Confirmation du genre)

Comme les germes ne survivent qu'en atmosphère microaérophile, nous avons appliqué, les étapes suivantes sans délai :

► **Sélection des colonies pour la confirmation**

Nous avons sélectionné pour les essais de confirmation, un total de 5 colonies typiques et/ou suspectées sur l'ensemble des boîtes ensemencées.

➤ **Examen de la morphologie sur frottis coloré (coloration de Gram)**

A partir d'une colonie bien isolée, on réalise la coloration de Gram sur chacune des boîtes contenant les colonies caractéristiques.

La technique de la préparation du frottis ainsi que la coloration de Gram sont décrites en annexe III

L'aspect des *Campylobacter* lors de la coloration de Gram est très caractéristique, les bactéries ainsi isolées étaient des bacilles à Gram négatif très fins présentant différentes formes, souvent incurvées en virgule ou spiralées en S.

Lors d'incubations prolongées, des formes coccoïdes ont été obtenues.

L'aspect microscopique des *Campylobacter* est représenté dans la figure 18

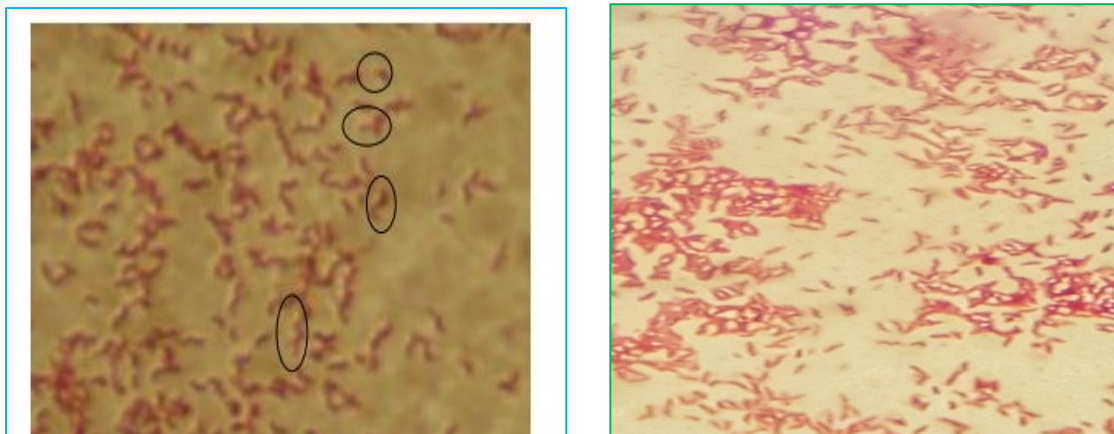


Figure 18 : *Campylobacter* en coloration de Gram (Gr X100) (Photo personnelle)

➤ Examen de mobilité (état frais)

Pour ce faire, nous avons mis en suspension, séparément chacune des colonies sélectionnées dans 1 ml de bouillon *Brucella*.

Pour observer la mobilité, on doit prendre garde à ne pas détruire les flagelles bactériens lors de la préparation de la lame. L'examen à l'état frais permet d'observer des *Campylobacter* dont le mouvement de déplacement en vrille (vol de moucheron) est caractéristique.

La technique de la réalisation de l'examen à l'état frais est décrite en annexe III.

➤ Recherche de la catalase

Pour ce faire, nous avons pris une colonie bien isolée, sur la gélose Karmali, à l'aide d'une anse bouclée et, nous l'avons déposée dans une goutte de solution de peroxydase d'hydrogène sur une lame porte objet propre.

La présence de catalase se manifeste par un dégagement de gaz (effervescence) dans les 30 secondes qui suivent (Figure 19).

Les *Campylobacters jejuni /coli* sont « catalase positive ».

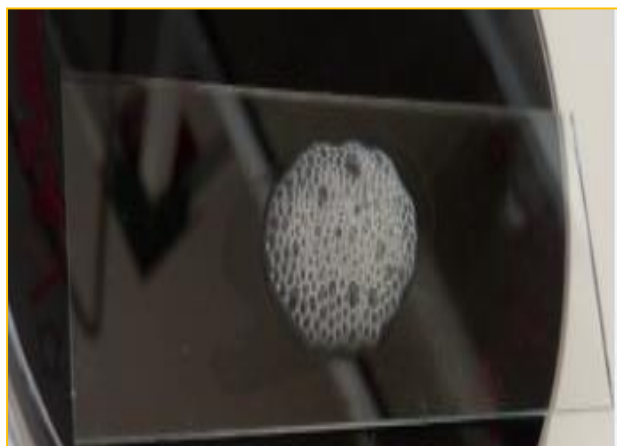


Figure 19 : Réaction de la catalase positive (Photo personnelle).

III.3.2.3. Isolement des souches et confirmation (Confirmation de l'espèce).

a) Préparation des subcultures

Pour ce faire, nous avons, ensemencé, à l'aide d'une anse bouclée, la surface d'une gélose Columbia au sang avec chaque suspension retenue afin de permettre le développement de colonies bien isolées. Puis, nous avons incubé les boîtes ensemencées à 42°C en atmosphère microaéroophile pendant 24 h et utilisé les cultures pures pour les essais biochimiques.

b) Recherche de l'oxydase

A l'aide de l'anse bouclée, prendre une fraction de colonie bien isolée de chaque boîte de gélose Columbia au sang et la déposer en stries sur un papier filtre humecté de réactif pour la recherche de l'oxydase. L'apparition d'une couleur bleu intense ou violette dans les 10 s indique une réaction positive (Figure 20).

Les *Campylobacter* sont « oxydase positive ».



Figure 20: Réaction de l'oxydase positive (Photo personnelle).

c) Test de croissance à 25°C

A partir des colonies isolées de la gélose Columbia au sang, nous avons ensemencé, à l'aide d'une anse bouclée, un tube de bouillon *Brucella*, puis, nous avons incubé à 25°C et 42 °C en atmosphère microaéroophile, pendant 2 à 5 jours afin d'examiner s'il y a ou non croissance.

- ❖ *Campylobacter jejuni/coli* se développent à 42 °C mais pas à 25°C.
- ❖ *Campylobacter fetus* (non thermotolérants) se développe à 25°C mais pas à 42 °C.

d) Ensemencement des géloses TSI (Triple Sugar Iron)

➔ Principe

La recherche de la fermentation des sucres s'effectue sur la gélose au citrate de fer et aux trois sucres communément appelée la gélose TSI, ce test nous renseigne sur l'aptitude de production

du sulfure de hydrogène (H₂S), et la capacité d'utiliser les sucres comme source de carbone avec ou sans production de gaz par les bactéries (OIE, 2008).

➔ **Mode opératoire**

- 🌐 En utilisant une ou deux colonies de confirmation (gélose Columbia au sang), on ensemence en stries la pente de milieu puis le culot par une piqûre centrale jusque au fond de la gélose.
- 🌐 Incuber à 42°C en atmosphère micro aéroophile pendant 24 heures et prolonger jusque 5 jours si nécessaire.

➔ **Lecture**

La fermentation de l'un des sucres va engendrer des sous-produits qui sont généralement acides, ce qui va entraîner un changement de couleur du milieu vers le jaune (virage au jaune de la rouge phénol), la production de gaz se traduit par l'apparition des bulles de gaz, et le milieu est complètement séparé ou soulevé, les *Campylobacter* thermotolérants ne fermentent pas les sucres et ne produisent pas de gaz à partir de glucose (VANDAMME *et al.*, 1991).

L'interprétation des résultats se fait selon le (tableau VI et la figure 21).

Les *Campylobacter* thermotolérants ne fermentent pas les sucres et ne produisent pas de gaz à partir de glucose.

Campylobacter est en général « **H₂S négatif** ». Mais, *Campylobacter coli* est H₂S (±) au terme de cinq jours d'incubation.

Tableau VI: Interprétation des résultats de la gélose TSI (AFNOR, 2004)

	Apparence	Interprétation
Culot	Jaune	Glucose positif (fermentation de glucose)
	Rouge ou inchangé	Glucose négatif (pas de fermentation de glucose)
	Noir	Formation de sulfure d'hydrogène (H ₂ S)
	Bulles ou fissures	Production de gaz à partir de Glucose
Pente	Jaune	Lactose et ou saccharose positifs
	Rouge ou inchangé	Lactose et saccharose négatifs (aucun sucre utilisé)

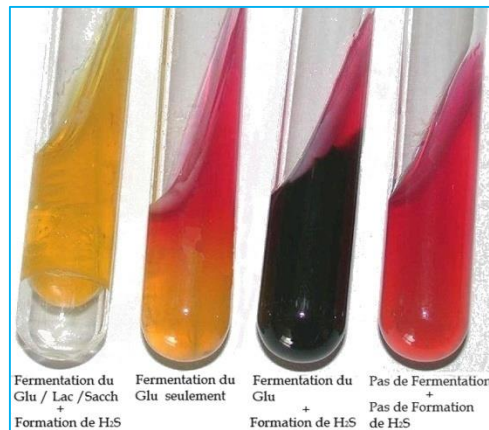


Figure 21: Résultats possibles de la réaction sur gélose TSI

e) Hydrolyse de l'Hippurate

Ce test correspond à la mise en évidence d'une hippuricase qui hydrolyse l'hippurate de sodium en glycine chez les souches de *Campylobacter*.

A l'aide d'une anse bouclée, nous avons ensemencé les colonies sélectionnées sur la gélose Columbia au sang, dans un tube à hémolyse contenant 0.4 ml de la solution d'Hippurate de Sodium, en prenant soin de ne pas incorporer de gélose.

Puis nous avons agité le mélange pour l'homogénéiser, et incubé à 37°C dans un bain d'eau pendant 2h, puis nous avons ajouté avec précaution 0.2 ml de la solution de Ninhydrine au-dessus de la solution d'Hippurate de Sodium, sans agitation.

Les résultats ont été validés et interprétés après une nouvelle incubation à 37°C dans un bain marie de 10 min comme suite (Figure 22) :

- ❖ Une couleur violette foncée indique une réaction positive.
- ❖ Une couleur violette pâle ou l'absence de changement de couleur indique une réaction négative.

o *Campylobacter jejuni* est « **hippurate positive** ».

o *Campylobacter coli* est « **hippurate négative** ».

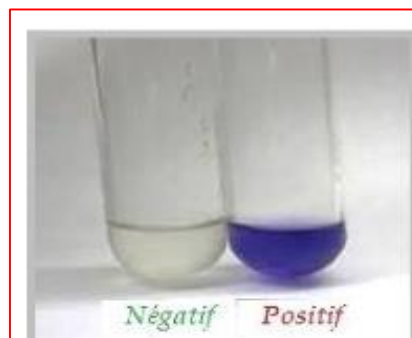


Figure 22: Résultats éventuels de la réaction de l'hydrolyse de l'Hippurate.

f) Recherche de la sensibilité à l'acide nalidixique et à la céfalotine

➔ Principe

La recherche de la sensibilité à l'acide nalidixique et à la céfalotine permet l'identification d'une espèce donnée de *Campylobacter* thermotolérant (VERON et FAUCHERE, 1989).

➔ Mode opératoire

❖ Inoculum

À partir d'une culture de 18-24 heures sur le milieu d'isolement (Karmali), on prépare une suspension de densité 0,5 McFarland dans le bouillon Brucella

➔ Technique

Ensemencer l'inoculum par écouvillonnage sur la surface de la Gélose de Mueller-Hinton additionnée de 5 % de sang de mouton stérile.

Sécher la surface de la gélose à 37 °C pendant 10 minutes pour éliminer toute trace d'humidité qui favorise l'envahissement.

Placer à la surface de la gélose un disque de l'acide nalidixique 30 µg et un disque de la céfalotine 30 µg, et incuber à 37 °C en atmosphère micro aéroophile pendant 24 heures.

➔ Lecture

L'observation ou non d'une zone d'inhibition autour du disque d'acide nalidixique 30 µg et de la céfalotine 30 µg est interprétée comme suit (ISO10272, 1995) :

Présence de croissance bactérienne —————➔ Bactéries résistantes
Absence de croissance bactérienne —————➔ Bactéries sensibles

L'interprétation des résultats de la sensibilité à l'acide nalidixique et à la céfalotine se fait selon le tableau VII.

Tableau VII : Interprétation des résultats de la sensibilité à l'acide nalidixique et à la céfalotine (AFNOR, 2004)

Antibiotiques	<i>C. jejuni</i>	<i>C. coli</i>	<i>C. lari</i>	<i>C. upsaliensis</i>
Ac. Nalidixique	Sensible	Sensible	Résistant	Sensible
Céfalotine	Résistant	Résistant	Résistant	Sensible

Interprétation des résultats

Les *Campylobacter* spp. Donnent les réactions suivantes (tableau VIII) :

Tableau VIII : Caractères de confirmation de *Campylobacters* spp

Test de confirmation	Résultat pour les <i>Campylobacter</i> thermotolérants
Morphologie	Petits bacilles incurvés
Mobilité	Caractéristique (forte mobilité en vrille)
Oxydase	+
Glucose (TSI)	-
Lactose (TSI)	-
Saccharose (TSI)	-
Gaz (TSI)	-
Production d'H ₂ S (TSI)	- (traces de noircissement possibles en présence de <i>C. coli</i>)
Culture à 25°C	-

Les bactéries du genre *Campylobacter* sont Gram-négatifs, microaérophile, oxydase positive, et, n'acidifient pas le milieu à partir de sucres, exigeantes.

Elles ne résistent pas au dessèchement, aux pH bas, ni à des taux d'O₂ élevés, elles sont stimulées par une augmentation de la teneur en CO₂ ; ce qui pose problèmes pour sa détection. A ce stade, nous devons conclure par la présence de *Campylobacter* spp, si au moins une colonie présente les caractéristiques ci-dessus.

Parmi les *Campylobacters* spp. Présentant une croissance à 42°C, certaines espèces constituent le groupe des thermotolérants dont les plus fréquemment rencontrés sont *C. jejuni* et *C. coli*. Cependant, d'autres espèces ont été décrites (*C. lari* et *C. upsaliensis*) ; les caractéristiques données dans le Tableau IX permettent de les différencier.

Tableau IX : Caractères de différenciation des *Campylobacters* (ISO 10272 : 1995/2006)

Caractéristique	<i>Campylobacters</i>				
	<i>C. jejuni</i>	<i>C. coli</i>	<i>C. lari</i>	<i>C. fetus</i>	<i>C. upsaliensis</i>
Oxydase	+	+	+	+	+
Catalase	+	+	+	+	- ou (±)
Croissance à 25°C	-	-	-	+	-
Croissance à 37°C	+	+	+	+	+
Croissance à 42°C	+	+	+	-	+
Production d'H ₂ S	- sauf biotope 2 +	(±)	-	-	-
Hydrolyse de l'hippurate	+	-	-	-	-
Acide nalidixique	S	S	R	R	S
Céphalotine	R	R	R	S	S

Légende : + : positif ; - : négatif ; (±) = faiblement positif ; S = sensible ; R = résistant

III-3-3-Test de sensibilité aux antibiotiques

Remarque : sur l'ensemble de 27 souches isolées, nous nous sommes contentés, de faire le test de l'antibiogramme seulement pour 19 souches de *Campylobacter* thermotolérants, en raison de nombre limité des disques d'antibiotiques.

Pour étudier la sensibilité des souches isolées aux antibiotiques, nous avons utilisé la méthode de diffusion en milieu gélosé Mueller-Hinton à 5% du sang avec des disques chargés d'antibiotique.

L'interprétation des résultats en catégorisation clinique, Sensible (S), Intermédiaire (I) et Résistant (R) a été faite selon les recommandations du comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie (CA-SFM). (CA-SFM janvier 2010).

Les antibiotiques testés sont :

- liste standard : Amoxicilline/ac. Clavulanique, Gentamicine, Erythromycine et Tétracycline.
- liste complémentaire : Acide nalidixique, Chloramphénicol.

Les charges des disques, ainsi que les diamètres critiques sont mentionnées dans le tableau (X).

**Tableau X : Concentrations, et diamètres critiques pour *Campylobacter* spp.
(CA-SFM).**

Antibiotiques	Charge du disque	Diamètres critiques (mm)		
		S	I	R
Amoxicilline/ac. Clavulanique	20/10 µg	≥ 21	15-20	≤ 14
Gentamicine	15 µg (10 UI)	≥ 18	17	≤ 16
Erythromycine	15 UI	≥ 22	16-21	≤ 17
Céfalotine	30 µg	≥ 18	13-17	≤ 12
Acide nalidixique	30 µg	≥ 20	16-19	≤ 15
Tétracycline	30 UI	≥ 19	18	≤ 17
Chloramphénicol	30 µg	≥ 23	20-22	≤ 19

Le mode opératoire :

À partir d'une culture pure de 18-24 h sur le milieu d'isolement (Karmali, Oxoide), on prépare une suspension en solution saline (0,9 % NaCl) équivalente au standard McFarland (0,5), ensuite après une dilution 1/10 de la suspension inoculum, on ensemence la surface de la gélose de Mueller-Hinton (Flukaanalytical) additionnée de 5 % de sang du mouton par écouvillonnage comme suit :

- Plonger un écouvillon en coton stérile dans l'inoculum et presser doucement en tournant sur la paroi interne du tube afin d'éliminer le liquide en excès retenu dans l'écouvillon.
- Étaler l'écouvillon sur la totalité de la surface gélosée de haut en bas, en stries serrées.
- Répéter l'opération deux fois, en tournant la boîte de 60° à chaque fois.
- Finir l'ensemencement en passant l'écouvillon sur la périphérie de la gélose.
- Fermer les boîtes et laisser 5 minutes sur la paillasse, Sécher la surface des géloses pour éliminer toute trace d'humidité qui favorise l'envahissement.
- Enfin, grâce à un applicateur, les disques d'antibiotiques à tester sont appliqués sur la gélose en veillant à ce qu'ils soient espacés et bien en place, les boîtes sont par la suite incubées à 37 °C pendant 24 h en microaérophile.

Le diamètre des zones d'inhibition des disques d'antibiotiques est mesuré au moyen d'un pied à coulisse métallique placé sur les boîtes fermées, selon le diamètre critique, chaque souche de *Campylobacter* thermotolérant est classée soit (R), (S) ou (I) (Figure 23).

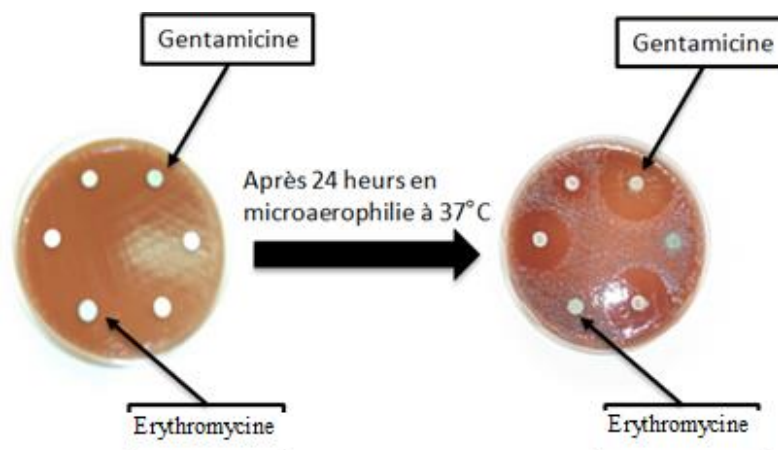


Figure 23 : Exemple des résultats de l'antibiogramme d'une souche de *Campylobacter* thermotolérant (Photo personnelle).

III-4-Etude statistiques

Les résultats ont été analysés à l'aide du logiciel suivant :

🌐 Excel 2007 (Microsoft).

Les tests utilisés sont :

- ➡ Le calcul des intervalles de confiance (IC : 95 %).
- ➡ Le test de comparaison : Khi-deux (χ^2).

La différence est considérée comme significative si la probabilité (p) est inférieure au risque α ($p < 0.05$)



Chapitre VII :

RESULTATS

RESULTATS

Notre étude s'est déroulée durant la période allant du mois de Mai 2019 jusqu'au mois de juillet 2019, durant laquelle nous avons estimé la prévalence des *Campylobacter* thermotolérants dans les établissements échantillonnés, puis nous avons procédé à l'étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées.

I- Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants

Dans cette partie seront présentées successivement les prévalences globales des *Campylobacter* thermotolérants relevées dans l'ensemble des échantillons réalisés, dans chaque type de prélèvement, au niveau des élevages ainsi que dans les établissements d'abattage avicoles testés.

Nous présenterons dans un premier temps, le taux d'isolement global des *Campylobacter* thermotolérants dans l'ensemble des échantillons réalisés, puis nous détaillerons les prévalences observées dans chaque type de prélèvement, au niveau des élevages ainsi que les établissements d'abattage avicoles testés.

I-1-Prévalence global des *Campylobacter* thermotolérants

Sur les 40 échantillons testés, des *Campylobacter* thermotolérants ont été isolées dans :

- ❖ 7 sur 10 (70%) des échantillons de fientes de poulet de chair.
- ❖ 6 sur 10 (60%) des échantillons de peaux de cou de poulet de chair
- ❖ 7 sur 10 (70%) des échantillons du contenu caecal de poulet de chair.
- ❖ 7 sur 10 (70%) des échantillons des abats de poulet de chair.

Les résultats concernant le taux global d'isolement des *Campylobacter* thermotolérants sont consignés dans le tableau XI et les figures 24, 25, 26, 27 et 28.

Tableau XI : prévalence globale des *Campylobacter* thermotolérants

Type de Prélèvement	Nombre de prélèvement	Cas positifs	
		Nombre	%
Fientes et écouvillons	10	7	70
Peau du cou	10	6	60
contenu caecal	10	7	70
Abats	10	7	70
Total	40	27	67,5

Les différents taux d'isolement des *Campylobacter* thermotolérants à partir des différents types de prélèvement n'étaient pas significativement différents ($p > 0,05$).

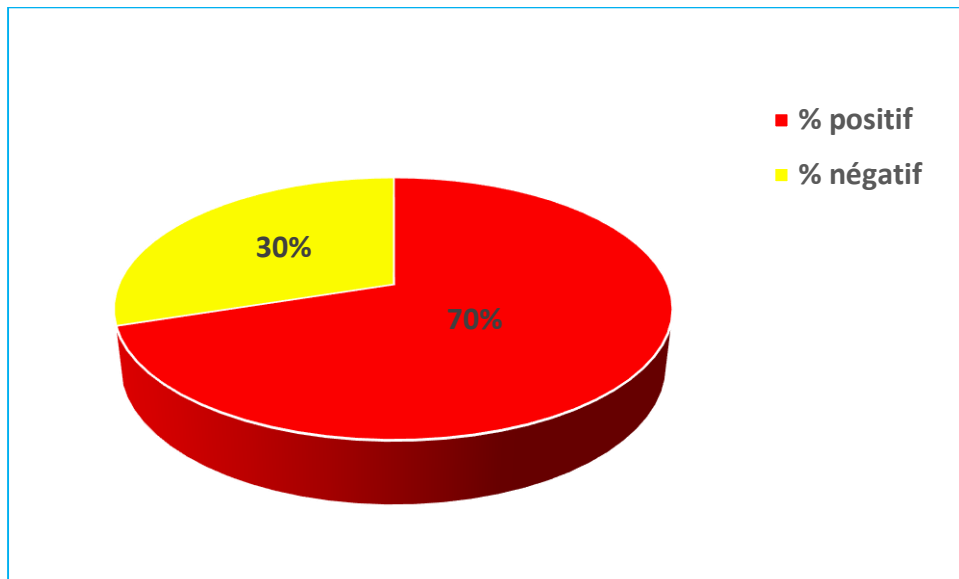


Figure 24 : Prévalence globale de *Campylobacter* thermotolérants dans les fientes.

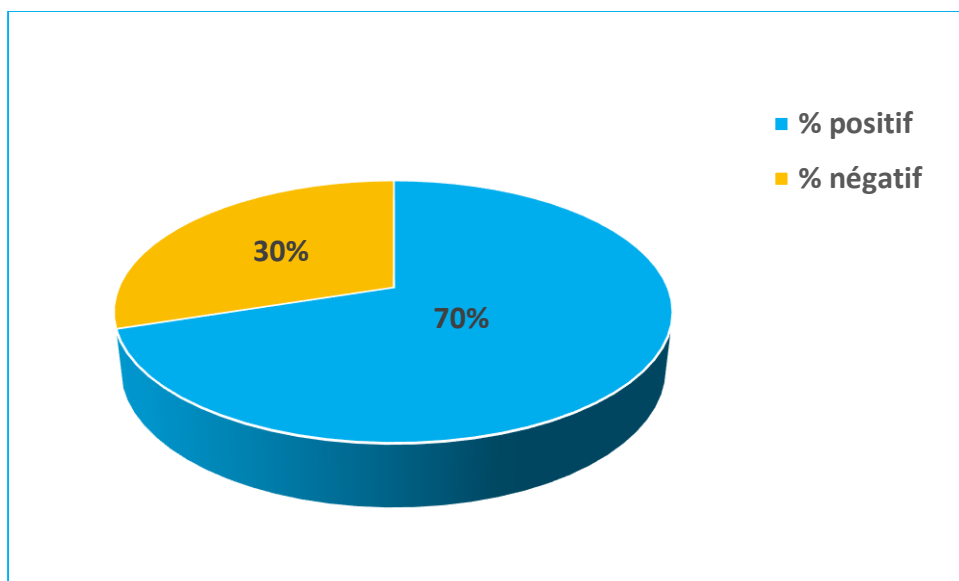


Figure 25 : Prévalence globale de *Campylobacter* thermotolérants dans le contenu caecal

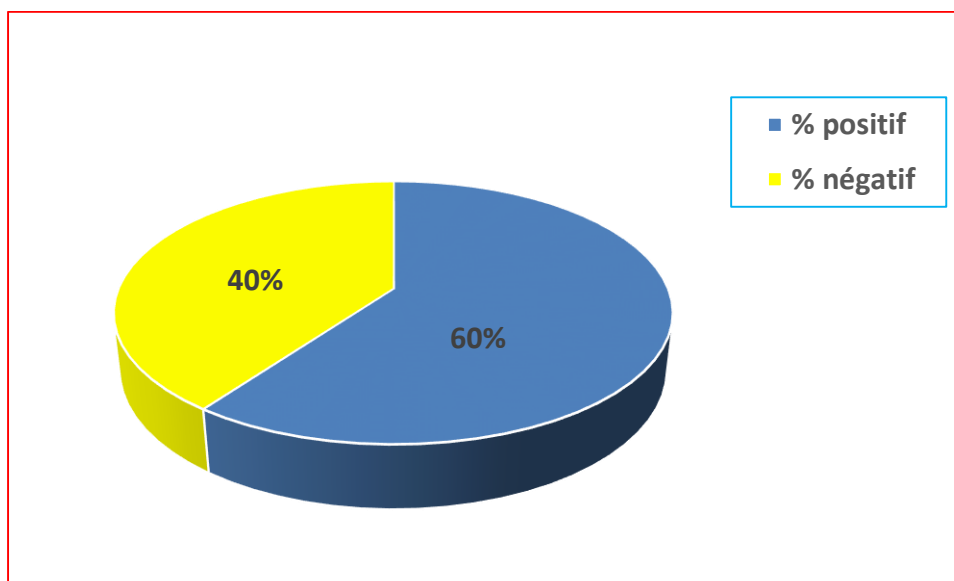


Figure 26 : Prévalence globale de *Campylobacter* thermotolérants dans les peaux du cou

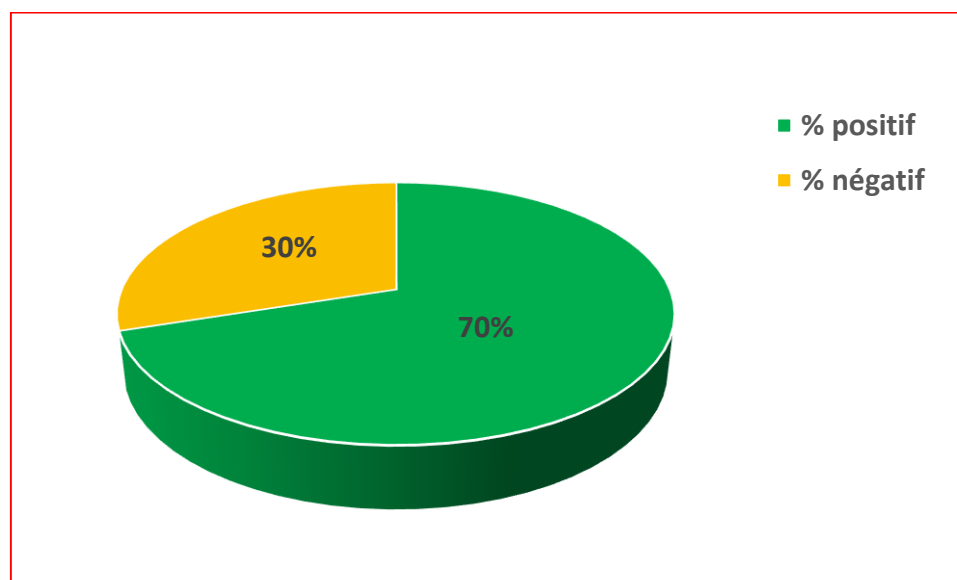


Figure 27 : Prévalence globale de *Campylobacter* thermotolérants au niveau des abats

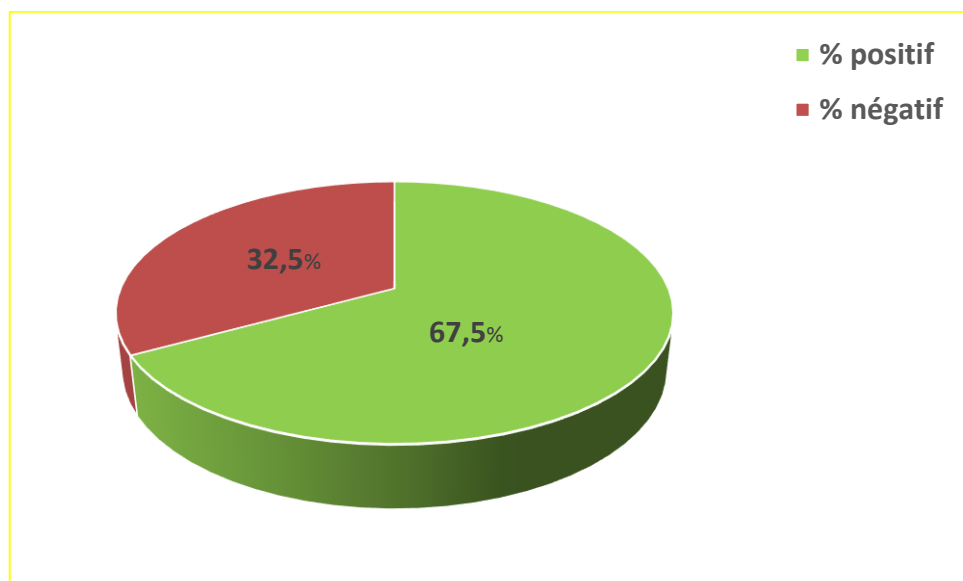


Figure 28 : Prévalence globale de *Campylobacter* thermotolérants dans le total des échantillons.

I-2- Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants dans les fientes au niveau des fermes

Nous avons isolé 7 souches de *Campylobacter* thermotolérants à partir de 10 prélèvements de fientes effectués au niveau de deux fermes avicoles différentes du poulet de chair.

La répartition des souches est répertoriée dans le tableau XII.

Tableau XII: répartition des souches isolées au niveau des élevages

Désignation	Nombre de prélèvements	Cas positifs	
		nombre	%
Elevage 1	5	5	100
Elevage 2	5	2	40

Les 7 souches isolées étaient réparties selon les élevages comme suit :

- 5 souches sur 5 échantillons effectués au niveau de l'élevage 1 soit un taux d'isolement de 100%.
- 2 souches sur 5 échantillons effectués au niveau de l'élevage 2 soit un taux d'isolement de 40%.

La différence de prévalence entre les 2 élevages est statistiquement significative.

I-3-Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants au niveau des établissements d'abattage

20 souches de *Campylobacter* thermotolérants ont été isolées dans 3 établissements d'abattage à partir de 30 prélèvements testés de : (peaux du cou, contenu caecal et des abats).

Les 20 souches isolées étaient réparties selon les établissements d'abattage comme suit :

- 7 souches sur 10 échantillons effectués au niveau de l'abattoir 1, soit un taux d'isolement de 70%.
- 7 souches sur 10 échantillons effectués au niveau de l'abattoir 2, soit un taux d'isolement de 70%.

- 6 souches sur 10 échantillons effectués au niveau de l'abattoir 3, soit un taux d'isolement de 60%.
La répartition des 20 souches isolées à partir des prélèvements réalisés au niveau des établissements d'abattage est représentée dans le tableau XIII et figure 29.

Tableau XIII : Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants au niveau des abattoirs en fonction de type de prélèvement.

Désignation	Type de prélèvement			Nombre de Prélèvements positif			Cas positifs total	
	peaux du cou	contenu caecal	Abats	peaux du cou	contenu caecal	Abats	Nombre	%
abattoir 1	5	5	0	3	4	0	7	70
abattoir 2	0	5	5	0	3	4	7	70
abattoir 3	5	0	5	3	0	3	6	60

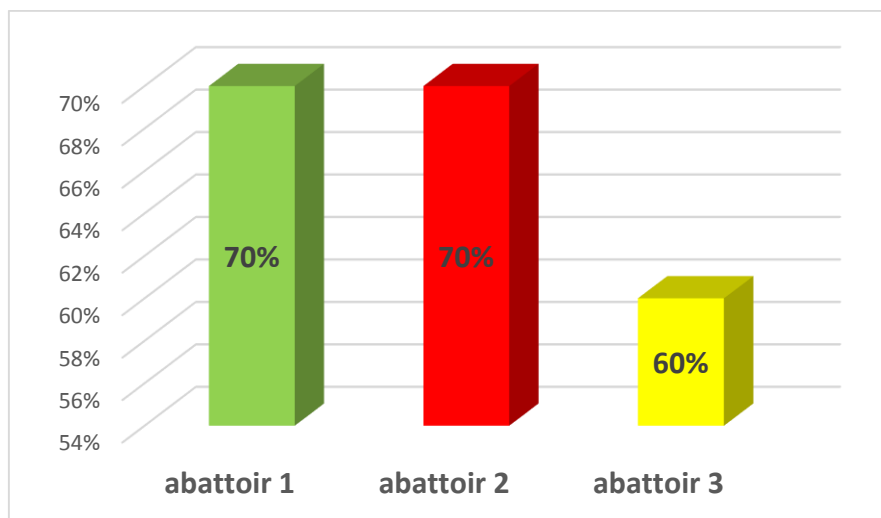


Figure 29 : Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants par abattoir

La différence de prévalence entre les 3 abattoirs est statistiquement non significative ($p > 0,05$).

I- 4-Résultats de l'étude phénotypique des souches isolées

Vu que l'indisponibilité des galeries API Campy, on a fait recours aux galeries classiques pour faire la caractérisation phénotypique des souches isolées et de démontrer que les souches isolées appartenaient bien aux espèces thermotolérantes.

Cette étude a révélé que les souches isolées appartenaient à 2 espèces : *C. jejuni*, et *C. coli*

I-4-1- Répartition globale de l'espèce thermotolérante par type d'échantillon

Les deux espèces ont été isolées dans les différents types d'échantillons comme suit :

- 20 souches étaient des *C. jejuni* soit 74,07% de l'ensemble des souches isolées.
- 7 souches étaient des *C. coli* soit 25,93% de l'ensemble des souches isolées.

La répartition des espèces isolées sur le total des échantillons est résumée dans le tableau XIV et la figure 30

Tableau XIV : Répartition globale des espèces thermotolérantes par type d'échantillon

Espèces	Fientes	contenu caecal	Peaux du cou	abats	Total
<i>C. jejuni</i>	4 (57,15%)	7(100%)	4(66,67%)	5(71,43%)	20(74,07%)
<i>C. coli</i>	3(42,85%)	0(0%)	2(33,33%)	2(28,57%)	7(25,93)
total	7(100%)	7(100%)	6(100%)	7(100%)	27(100%)

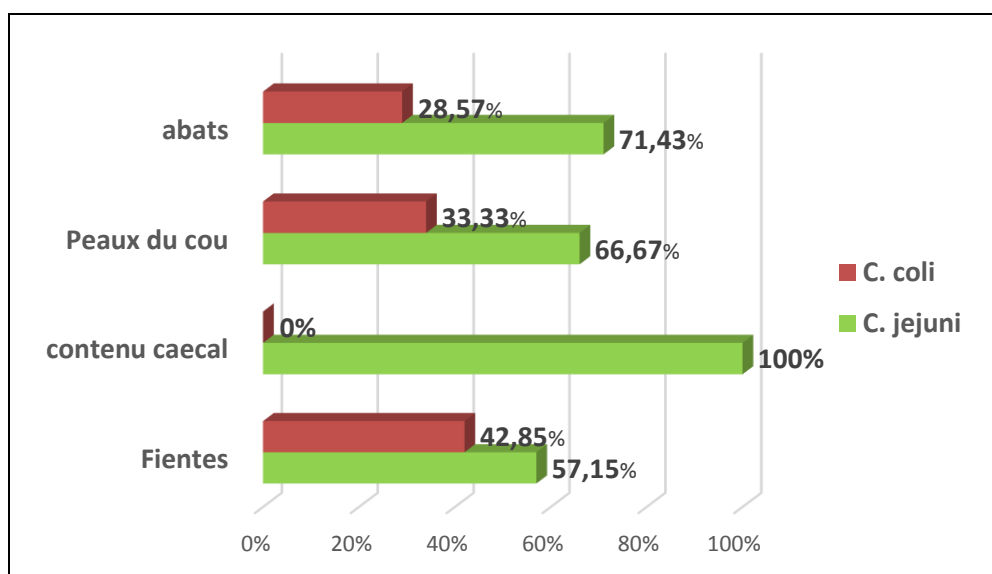


Figure 30 : Répartition globale des espèces thermotolérantes par type d'échantillon

Les résultats de l'étude phénotypique montrent que l'espèce *C. jejuni* est la plus isolée dans Les 4 types de prélèvement avec des taux de 57,15% 66,67% 100%, et 71,43% dans les échantillons de fientes, peaux du cou, contenu caecal et des abats respectivement, ce qui représente un taux d'isolement total de 74,07%.

La différence entre les taux d'isolement totale des deux espèces dans l'ensemble des échantillons est statistiquement significative ($p < 0,05$).

II. Résultats de l'étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées

Les résultats de l'étude de la sensibilité aux antibiotiques de 19 souches de *Campylobacter* thermotolérants isolées et testées, montraient l'existence aussi bien des souches sensibles que résistantes aux différents antibiotiques testés. Néanmoins, certaines souches étaient catégorisées comme intermédiaires.

Les résultats de l'antibiogramme sont rapportés dans le tableau XV.

Tableau XV: Taux de sensibilité aux antibiotiques des 19 souches de *Campylobacter* thermotolérants

ATB	AMC		GM		TE		E		C	
	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%
R	19	100	00	00	13	68,42	18	94,37	10	53,63
S	00	00	19	100	06	31,58	01	5,63	9	46,37
I	00	00	00	00	00	00	00	00	00	00

R : Résistante **S** : Sensible **I** : intermédiaire **AMC** : Amoxicilline/ac.Clavulanique
GM : Gentamicin **TE** : Tétracycline **E** : Erythromycine **C** : Chloramphénicol

Après la lecture des résultats globaux de l'antibiogramme des souches isolées on a trouvé que :

- Toutes les souches étaient résistantes à l'amoxicilline / ac. Clavulanique, et sensible à la Gentamicin
- 13 souches résistantes à la tétracycline (68,42%).
- 18 souches résistantes à l'érythromycine (94,73%).
- 10 souches résistantes au chloramphénicol (53,63%)

La différence entre les différents taux de résistance des souches de *Campylobacter* est statistiquement significative ($p < 0,05$)



Chapitre VIII :

DISCUSSION

Discussion

Dans notre discussion, nous développerons dans un premier temps le choix de l'échantillonnage et de la méthodologie de recherche, puis la prévalence des *Campylobacter* thermotolérants dans différents élevages et abattoirs avicoles de poulet de chair dans la région de Djelfa, ensuite, la répartition des souches d'après l'identification phénotypique et enfin, la sensibilité aux différents antibiotiques des souches bactériennes isolées et identifiées.

I- Justification de l'échantillonnage

I-1- Echantillons de poulets vivants

Concernant les échantillons de fientes et les écouvillonnages cloacaux de poulets vivants, (LABERGE, 2003) a observé que *Campylobacter* est très prévalent dans le système de production des poulets de chair et la période d'élevage représente une étape critique d'implantation de la bactérie dans leur tube digestif. Les *Campylobacter* sont rarement détectés chez le poulet de chair avant 2-3 semaines d'âge.

L'âge des poulets constitue un facteur de risque puisque la prévalence de la contamination augmente avec l'âge ce qui explique la présence d'un grand nombre de micro-organismes dans les fientes au moment de l'abattage (BERNDTSON *et al.*, 1996).

Campylobacter a la faculté de se multiplier à l'intérieur du tube digestif des volailles et particulièrement du poulet de chair. Cette colonisation semble être facilitée du fait des conditions optimales de développement qu'il trouve dans l'intestin (température élevée et microaérophilie); ainsi que des facteurs intrinsèques qui lui procurent un avantage sélectif sur la flore commensale : sa résistance aux sels biliaires, sa morphologie et sa grande mobilité, son chimiotactisme positif pour le mucus (DROMIGNY, 2007). De ce fait, les échantillons de fientes de poulets de chair vivants, destinés à la chaîne alimentaire, sont collectés aussi près que possible de l'abattage.

I-2- Echantillons de poulets abattus

En ce qui concerne les échantillons de peaux de cous des carcasses de poulets de chair abattus, cette partie fait le plus souvent l'objet de prélèvements car d'une part, l'excision de peau de cou est préférable, parce qu'elle est plus pratique, plus rapide, moins onéreuse et dont le prélèvement ne déprécie pas la valeur de la carcasse. D'autre part, le cou est le meilleur endroit pour prélever la peau qui y contient un nombre représentatif de germes. En effet, la croissance microbienne s'effectue toujours à partir de la peau et c'est seulement après un certain temps de stockage que les bactéries vont pénétrer à l'intérieur du muscle, la structure de la peau, de même que son humidité sont des facteurs qui vont intervenir directement sur la croissance spécifique des germes (KOTULA et DAVIS, 1999 ; HUTCHISON *et al.*, 2006).

De plus, vu que les carcasses de poulets abattus sont laissées couvertes de leurs peaux, les germes hébergés en grande quantité dans la peau sont susceptibles de pénétrer dans le muscle et contaminer ainsi la viande destinée à la consommation humaine.

De même, la contamination de la viande de volaille est surtout superficielle et les *Campylobacter* sont retrouvés sur ou dans la peau. En outre, la nature des procédés d'abattage des volailles rend très difficile la prévention d'une contamination croisée entre les lots négatifs et positifs (PEYRAT, 2008).

En ce qui concerne les échantillons intestinaux, le contenu cæcal, est considéré comme une source majeure de contamination des carcasses lors de l'éviscération. En effet, selon (OOSTEROM *et al.*, 1993, cité par AFSSA, 2003), la contamination des carcasses, des équipements de la ligne de production, des mains des travailleurs et des produits finaux est probablement d'origine intestinale.

Récemment, une étude japonaise menée par (ONO et YAMAMOTO, 1999) a mis en évidence, par analyse RAPD (Random Amplified Polymorphic DNA), que la contamination à l'abattoir pouvait effectivement être attribuée au contenu intestinal des poulets. Deux types de contamination (auto-contamination et inter-contamination) prédominent à l'abattoir au cours des différents procédés d'abattage.

Pour les abats, on a les choisis, simplement pour contrôler la présence ou absence des *Campylobacter* au niveau des parties de poulet de chair destinées à la consommation humaine.

II- Choix de la méthodologie de recherche : prélèvement, transport et analyse

Les *Campylobacter* sont des organismes relativement fragiles, qui meurent rapidement une fois sortis de l'intestin de l'hôte. C'est pourquoi, il convient de veiller à ce que les échantillons soient prélevés d'une manière appropriée et analysés rapidement.

Le transport doit être aussi rapide que possible car les *Campylobacter* sont particulièrement sensibles aux conditions environnementales, en particulier, l'oxygène atmosphérique, la lumière du soleil, les températures élevées et la déshydratation. Le transport au laboratoire et les étapes suivantes doivent donc être aussi rapides que possible, de préférence le jour même.

La congélation, les fortes températures et les fluctuations de température doivent être évitées pour ne pas réduire la viabilité des *Campylobacter*. Cependant, une température de +4 °C (± 2 °C) est conseillée lors du transport (OIE, 2008).

Les prélèvements ont étéensemencés sur le milieu sélectif de Karmali, recommandé par la norme internationale ISO 10272 (méthode horizontale pour la recherche des *Campylobacter* thermotolérants. En réalité, cette norme, recommande à procéder un isolement direct sur la surface de la gélose de Karmali pour les produits suspectés de contenir une quantité importante de *Campylobacter* thermotolérants (comme les fientes et le contenu cæcal). Alors que pour les

prélèvements, où les *Campylobacter* lorsqu'ils sont présents, ils le sont en très faible nombre et au sein d'une abondante flore microbienne compétitive, elle préconise une étape d'enrichissement en milieu liquide suivi par un isolement et identification sur le milieu sélectif de Karmali.

En effet, les milieux sélectifs à base de charbon ont des taux de récupération plus élevés que les autres milieux, ainsi que une grande capacité de distinguer la flore fécale (GUN-MUNRO *et al.*, 1987). En outre, dans le milieu de Karmali, le charbon remplace le sang ce qui permet la neutralisation des substances toxiques des bases nutritives et les dérivés toxiques de l'oxygène (BONNEFOY *et al.*, 2002). Ce milieu ainsi que le milieu dem CCDA ont le rendement le plus élevé non seulement dans la récupération des *Campylobacter* thermotolérants mais aussi dans la suppression de la flore compétitive. Mais, plusieurs auteurs font recours au milieu de Karmali car les colonies de *Campylobacter* thermotolérants sont facilement reconnaissables sur ce milieu par rapport le milieu demCCDA. (CORRY *et al.*, 1995).

Le milieu de Karmali est préparé à partir de la gélose de base de Karmali (CM0935) additionnée du supplément sélectif de Karmali (SR0167). Le milieu d'origine (*Campylobacter* blood free) de la gamme Oxoid contient du pyruvate de sodium dans la gélose de base, dans le cas de milieu de Karmali, cet ingrédient est incorporé dans le supplément sélectif,

Le milieu initial contient également du désoxycholate de sodium pour inhiber la croissance des germes Gram +, dans le milieu de Karmali l'inhibition des germes Gram + est réalisée par l'addition de la vancomycine; (La vancomycine un glycopeptide à spectre étroit agit contre les cocci Gram+ ; Staphylocoques et entérocoques).

En plus, la présence de l'hémine dans le supplément sélectif supprime la nécessité de sulfate ferreux inclus dans le milieu initial. La céfoperazone et l'amphotéricine B sont associées pour inhiber la pousse des microorganismes contaminants, (la céfopérazone (céphalosporine de 3^{ème} génération) contre les Gram-, particulièrement les *Pseudomonas* et certaines entérobactéries résistantes aux antibiotiques.

En ce qui concerne l'enrichissement, cette technique est recommandée pour les échantillons fortement contaminés et/ou contenant un faible nombre de micro-organismes viables.

Le milieu d'enrichissement liquide choisi pour au cours de notre étude est le bouillon de Preston (5% (v/v) avec sang de mouton) (Base Agar CM0689, supplément SR0204E ; Oxoid), idéal pour un aliment frais (LARPENT, 1997 ; DROMIGNY, 2007), ce bouillon est particulièrement adapté à l'isolement des *Campylobacter* spp. à partir de tous les types d'échantillons humains, animaux et de l'environnement.

À défaut de sang de cheval, on a utilisé le sang de mouton pour préparer les milieux additionnés au sang (gélose Mueller Hinton), du fait de la facilité d'obtention de ce genre de sang.

Ce bouillon de Preston contient du sang ce qui augmente la sensibilité du milieu de culture pour l'enrichissement de *C. jejuni* d'échantillons de carcasses. Le sang neutralise les composés toxiques de l'oxygène (WILLIAMS *et al.*, 2009).

Le supplément de Preston modifié (SR0204) contient de l'amphotéricine B à la place de la cycloheximide. L'amphotéricine B inhibe d'éventuelles moisissures ou levures.

Une température d'incubation de 37°C permet le développement de toutes les espèces de *Campylobacter* connues. Mais la capacité de croissance à d'autres températures constitue un caractère différentiel d'espèces important, notamment à 25° et à 42°C. Il y a des espèces qui se poussent à 25°C et non à 42°C parmi lesquelles *C. fetus*, et des espèces qui se croissent à 42°C et non à 25°C, appelés *Campylobacter* thermotolérants, dont les espèces d'intérêt dans notre étude ; *C. jejuni*, *C. coli*, *C. lari* et *C. upsaliensis* (DROMIGNY, 2007).

Les incubations à 42°C se font pour minimiser la croissance des contaminants, et favoriser la croissance des *Campylobacter* thermotolérants en détriment de *C. fetus* qui ne peut pas pousser à cette température (BUROCOA, 2007).

III- Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants

Dans notre étude, nous avons remarqué que les taux d'isolement des *Campylobacter* thermotolérants étaient très élevés dans les différentes matrices testées à savoir, les fientes, les peaux de cou, le contenu caecal et les abats de poulet de chair soit respectivement 70% , 60%, 70% et 70%.

III-1- Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants dans les fientes

La présence des *Campylobacter* thermotolérants a été mise en évidence dans 7 échantillons de fientes sur 10 analysés, soit un taux de contamination de 70%. Ce qui confirme que les *Campylobacter* sont des hôtes réguliers de tube digestif des volailles.

En comparant nos résultats avec d'autres résultats rapporté sen Algérie, on trouve que nos résultats étaient cohérents avec ceux enregistrés par (BOUHAMED, 2011) qui a constaté un taux d'isolement de 68% à partir des fientes fraîches des dindes en fin de période d'élevage, d'autre part nos résultats sont nettement supérieurs à ceux rapportés par (MOUFFOK et LABRES , 1992) qui ont noté une prévalence de 12% dans les fientes des poulets de chair. Cependant des résultats supérieurs aux nôtres ont été notés toujours en Algérie par (MESSAD, 2011) qui a noté un taux d'isolement de 85% à partir des fientes fraîches des poulets de chair en fin de période d'élevage, et (GUESSOUM, 2011) qui a constaté un taux d'isolement de 96% à partir des écouvillons cloacaux issus des poulets de chair.

Cette divergence dans les taux de contamination entre notre étude et les autres études qui ont été réalisées en Algérie peut être expliquée par les variations climatiques et latitude des régions où

se déroulèrent les expérimentations. Et même la méthodologie de recherche surtout en ce qui concerne les milieux de culture sélectifs utilisés pour l'isolement des *Campylobacter*.

Bien que peu d'informations soient disponibles sur la prévalence de *Campylobacter* dans les pays en voie de développement, nos résultats sont légèrement supérieurs à ceux rapportés au Sénégal (63%) (CARDINALE *et al.*, 2004).

En comparant nos résultats avec ceux enregistrés dans les pays développés, on trouve que nos résultats sont en accord avec d'autres rapportés en littérature : en Belge (73%) (RASSCHAERT *et al.*, 2007), en France 71,2% (HUNEAU- SALAUN *et al.*, 2007), et en Grande-Bretagne (68%) (HUMPHREY, 1994 cité par HALD *et al.*, 2000).

Des taux largement supérieurs aux nôtres ont toutefois été constatés dans de nombreux pays industrialisés tels que la France (80%) par (AVRAIN *et al.*, 2003), et les Etats Unis 87,5% par (HIETT *et al.*, 2002).

Nos résultats sont nettement supérieurs à ceux rapportés dans de nombreux pays industrialisés, à titre d'exemple, En Suède (HANSSON *et al.*, 2010) ont constaté un taux de contamination de (21,3%). De plus, en Estonie, durant une année (2005 à 2006) et sur un total de 1254 échantillons de fientes fraîches, (MEREMAE *et al.*, 2010) n'arrivaient plus à isoler des *Campylobacter* thermotolérants, ce qui correspond à un taux de contamination de (0%), à savoir qu'aucun prélèvement n'a été effectué pendant les mois de Juillet et d'Août.

On note que ces taux de contamination très faibles de *Campylobacter* thermotolérants ne concernent que les pays Scandinaves, qui pratiquent des mesures drastiques pour contrôler les infections y compris les campylobactérioses. Très probablement, les conditions climatiques très froides de ces pays constituent un facteur hostile pour la survie des *Campylobacter* thermotolérants.

Les variations de la prévalence des *Campylobacter* thermotolérants constatées entre les différentes études, seraient vraisemblablement liées à un certain nombre de facteurs tels que : la localisation géographique et la saison (HEUER *et al.*, 2001) la taille de l'échantillon (JEFFREY *et al.*, 2001), l'âge des sujets (BERNDTSON *et al.*, 1996), le milieu de culture utilisé, la technique d'isolement et les conditions d'incubation (JORGENSEN *et al.*, 2002).

On a constaté que la totalité des échantillons testés de l'élevage 1 est contaminée par *Campylobacter* thermotolérants (100%). Cela est expliqué par la rapidité de propagation du germe au sein de l'élevage.

D'après (KOVALENKO *et al.*, 2013), les poulets de chair sont exposés aux *Campylobacter* au niveau des fermes, et cette exposition est directement liée à une insuffisance des mesures de biosécurité autour de la ferme.

En plus, Selon (JACOB-REITSMA *et al.*, 1995), lorsque la bactérie est introduite dans un élevage, deux-tiers des animaux sont contaminés en trois jours, et la totalité en une semaine, ce qui confirme la rapidité de la colonisation. En effet, l'excrétion fécale est probablement un facteur important de la dissémination des microorganismes dans les troupeaux de volailles (PEYRAT, 2008). Cette rapidité de colonisation est expliquée en partie par la coprophagie pratiquée par les poulets (LABERGE, 2003).

Malheureusement la courte durée consacrée pour cette étude a limitée la possibilité d'étudier certains facteurs de risque qui agissent sur le taux de contamination par *Campylobacter*, surtout la nature saisonnière de la contamination des poulets de chair avec un pic estival.

III-2- Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants dans les échantillons de poulets abattus

Pour ces échantillons, les boîtes de primo-culture contenant les colonies suspectes de *Campylobacter* thermotolérants, étaient très contaminées, il était parfois nécessaire de procéder à deux isollements pour purifier les souches. Contrairement aux échantillons positifs des fientes où la plupart des primo-cultures étaient pures.

La présence des *Campylobacter* thermotolérants a été mise en évidence dans 66,66 % des échantillons analysés.

Pendant la phase d'échaudage ou au cours des différents rinçages, la peau des volailles absorbe l'eau. Les *Campylobacter* (initialement présents ou apportés par les fientes, le contenu intestinal ou les différentes machines) adhèrent à la peau d'abord par des mécanismes physico-chimiques puis par des liaisons plus permanentes entraînant la formation d'un biofilm difficile à retirer si le rinçage de la peau n'est pas réalisé immédiatement après la contamination. En particulier, les micro-organismes seront retenus dans la fine couche d'eau présente à la surface de la carcasse après l'échaudage.

Le rinçage des carcasses permet de retirer une partie de la contamination, mais la peau se gorge d'eau et les *Campylobacter* sont retenus dans les plis et les brèches de la peau, en particulier les follicules plumeux qui constituent un environnement favorable de par sa disponibilité en eau et sa faible teneur en oxygène (CHANTARAPANONT *et al.*, 2003).

Selon une étude menée par (BARE *et al.*, 2013), la peau du cou de poulet constitue le site le plus contaminé par les *Campylobacter* dans la carcasse, en comparant aux autres sites tel que les ailes, le bréchet ou l'abdomen.

Selon (JAY, 2009), la contamination des peaux de cou aux abattoirs peut être primaire ou secondaire :

- La contamination primaire se ferait par transfert du contenu digestif (réservoir) à la

carcasse directement lors d'une mauvaise maîtrise de l'éviscération.

➤ La contamination secondaire de la carcasse se ferait par transfert du contenu digestif par l'intermédiaire d'une source secondaire comme le couteau, la planche à découper ou via le matériel d'abattage, le personnel, l'eau, l'air, les nuisibles etc.

D'après (PEYRAT, 2008), la nature des procédés d'abattage des volailles rend impossible la prévention d'une contamination croisée des lots négatifs par les lots positifs.

Nous supposons que la contamination par les *Campylobacter* peut survenir dans différents points de la chaîne d'abattage, principalement lors de l'échaudage, la plumaison et l'éviscération.

❖ Dans le bac d'échaudage

Nous avons remarqué que le plumage des poulets était fréquemment souillé par leurs fientes en raison des conditions de transport des volailles, et leur condensation dans les aires de débarquement avant l'abattage. Après la saignée, les volailles sont trempées directement dans un bac d'échaudage commun à tous les poulets d'un même lot et même de plusieurs lots successifs. De ce fait, les souillures présentes à la surface des volailles et dans leur plumage se retrouvent dans l'eau d'échaudage et peuvent se redéposer sur les carcasses suivantes

❖ Pendant l'éviscération

Au moment du retrait de la masse intestinale, les viscères peuvent se rompre et le contenu intestinal se décharge et entre en contact direct avec les carcasses (de l'intérieur et/ou de l'extérieur) et les équipements. Cette rupture accidentelle se traduit par la dissémination, sur les carcasses des *Campylobacter* présents dans le tractus intestinal des poulets (POSCH *et al.*, 2006).

Cette étape d'éviscération a été identifiée pour être la principale phase de dissémination de *Campylobacter* dans la chaîne de production au niveau des abattoirs (HAJJ SEMAAN *et al.*, 2014).

Dans les abattoirs visités, l'éviscération se fait par retrait de la masse abdominale (viscères et intestins) avec la main du travailleur, il y a là une auto-contamination des carcasses par leurs propres contenus intestinaux ou une inter-contamination entre les carcasses par les mains du travailleur.

Notre taux de contamination des peaux du cou est cohérent avec celui annoncé par : (KOVALENKO *et al.*, 2013) 60.8% en Lettonie, et inférieur à celui rapporté par (FRANCHIN *et al.*, 2007) qui ont observé un taux de contamination des peaux du cou de 84,7%. Par contre notre taux est plus élevé que celui enregistré par (GOBET, 1990) (56%) en France.

En Algérie, (MOUFFOK et LEBRES, 1992; MESSAD, 2015), ont rapporté un taux de contamination des peaux de cou de poulet de chair cohérent au notre de 66%. Alors que, (LAIDOUCI *et al.*, 2013), a annoncé un taux de contamination des cous de poulet de l'ordre de 16%.

(HANSSON *et al.*, 2005), ont noté que les peaux de cou étaient plus contaminées que les contenus caecaux suggérant la possibilité de contamination de carcasses non porteuses de *Campylobacter* dans leurs intestins, par l'environnement de l'abattoir ainsi que par du matériel principalement souillé par du contenu intestinal contaminé (rupture des intestins lors de l'éviscération).

Notre taux de contamination par les *Campylobacter* au niveau des abats surtout le foie (70%), est nettement supérieur à celui constaté par (LAIDOUCI *et al.*, 2013), qui a annoncé un taux de contamination des foies de poulet de l'ordre de 9,4%.

En ce qui concerne, le contenu caecal, on a constaté une prévalence de *Campylobacter* de 70 %. En comparant nos résultats avec ceux enregistrés dans d'autres pays, on trouve que nos résultats sont en accord avec d'autres rapportés en littérature : en Allemagne (70%) (REICH *et al.*, 2008), en France (73%) (GOBET, 1990), et en Belgique (73%) (RASSCHAERT *et al.*, 2007). D'autre part, nos résultats sont inférieurs à ceux rapportés dans de nombreux pays tel que : en Algérie (98%) (MESSAD *et al.*, 2015) et en Grenade (93.5%) (HARIHARAN *et al.*, 2009).

Lors d'une étude en Norvège (JOHANNESSEN *et al.*, 2007) ont constaté que tous les contenus caecaux provenant de lots positifs à *Campylobacter* sont contaminés par ce germe.

Dans une étude réalisée au Nigeria par (SALIHU *et al.*, 2009), le taux de portage intestinal de *Campylobacter* thermotolérants chez le poulet était de 77,6%, et ce avec un échantillonnage relativement plus représentatif (866).

III-3- Prévalence des espèces *Campylobacter* thermotolérantes isolées

D'après la méthode phénotypique, 27 (67,5%) poulets de chair sont colonisés par le germe du genre *Campylobacter*, répartie sur deux espèces *C. jejuni* et *C. coli*, avec une prédominance de la première. Cette approche a permis de caractériser 20 (74,07%) *C.jejuni* (25,93) *C. coli* et aucun *C. lari*.

La dominance de *C. jejuni* est confirmée par la plupart des études à l'instar de celles de ; (LAIDOUCI *et al.*, 2013 ; MESSAD, 2015) en Algérie, (REICH *et al.*, 2008) en Allemagne et (KENAR *et al.*, 2009) en Turquie.

En revanche, plusieurs auteurs ont constaté que l'espèce *C. coli* est plus prévalant que *C. jejuni* comme (HARIHARAN *et al.*, 2009) à Grenade, (ANSARI-LARI *et al.*, 2011) à Iran et (MACKIW *et al.*, 2012) en Pologne.

IV- Sensibilité aux antibiotiques des souches de *Campylobacter* thermotolérants isolées

Différents types d'études ont mis en évidence la relation entre l'usage des antibiotiques dans les élevages de volailles et la résistance aux antibiotiques chez les *Campylobacter* isolés chez la volaille. La sélection de bactéries résistantes peut se produire pendant ou après un traitement antimicrobien (DOWELL, 2004). Cependant, cette relation n'est pas toujours aussi simple, de nombreux facteurs influencent la sélection et la diffusion de l'antibiorésistance, et en particulier :

-La population bactérienne concernée (les *Campylobacter* commensaux du tube digestif des volailles ont une plus grande capacité à acquérir des plasmides porteurs de gènes de résistance).

-Les effets liés aux traitements de la volaille (les doses utilisées et la durée du traitement, le nombre d'animaux traités et les pratiques d'élevage) (SANDERS, 1999).

Plusieurs auteurs s'accordent pour dire que l'utilisation des antibiotiques chez l'animal comme agents thérapeutiques, prophylactiques ou comme promoteurs de croissance peut entraîner une réduction de l'efficacité de ces produits en médecine vétérinaire comme en médecine humaine, par suite du développement de souches résistantes. Chaque exposition aux antibiotiques exerce une pression de sélection qui élimine les bactéries sensibles, et favorise la croissance des lignées résistantes (AVRAIN *et al.*, 2003).

Les résultats d'une étude réalisée par (PEYRAT, 2008) indiquent que les procédures de nettoyage et de désinfection, ainsi que les procédés d'abattage dans les abattoirs de volailles ne semblent pas avoir d'influence sur les niveaux de résistance de *C. jejuni* et *C. coli*.

Plusieurs méthodes parmi lesquelles la méthode de diffusion des disques, la méthode de dilution en milieu gélosé et le " Epsilometer-test " avaient été développées pour déterminer les profils de sensibilité in-vitro de *Campylobacter* à une gamme d'antibiotiques (ENGBERG *et al.*, 1999).

Bien que la méthode de diffusion en milieu gélosé ne soit pas encore standardisée, et pour des raisons d'ordre matériel, l'étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches de *Campylobacter* thermotolérants que nous avons les isolées a été réalisée par cette dernière (méthode des disques).

À la suite de la lecture des résultats de l'antibiogramme, on a trouvé que les 19 souches de *Campylobacter* thermotolérants testées présentaient des taux de résistance élevés vis-à-vis ;

L'amoxicilline / ac. Clavulanique (100%), l'érythromycine (94,73%), la tétracycline (68,42%). D'autre part, aucune résistance à la gentamicine (0%) n'a été constatée.

On a constaté que le taux de résistance à l'érythromycine était de 94,73%, un taux de résistance très élevé et surtout inquiétant pour la santé public, car l'érythromycine est considéré

comme l'antibiotique de choix dans le traitement des infections à *Campylobacter* (ENGBERG *et al.*, 2001).

Plusieurs études ont rapportées des taux de résistance à l'érythromycine largement inférieur au nôtre surtout dans les pays industrialisés ; 0,8% (ANDERSEN *et al.*, 2006), 3,1% (HARIHARAN *et al.*, 2009), 12,5% (CORCORAN *et al.*, 2006), 45% (PEZZOTTI *et al.*, 2003), dans l'union européenne. En revanche des taux relativement élevés ont aussi été rapportés : en Turquie 56,9% (BOSTAN *et al.*, 2009) et en Malaisie 98,7% (TANG *et al.*, 2009).

En Algérie, parmi les antibiotiques employés à titre curatif dans les élevages nous citons : l'érythromycine, d'autres études menées en Algérie ont rapportées des taux de résistance à l'érythromycine variables, celui de (GASSOUM, 2011) (89%) corrobore avec notre taux, alors que celui de (MESSAD, 2015) (21,8%) est largement inférieur au nôtre.

Ce taux de résistance très élevé, suggérant une résistance croisée due à l'utilisation de la tylosine pour traiter une affection respiratoire apparue dans cet élevage. Cet antibiotique appartenant à la famille des macrolides, est réservé exclusivement à l'usage vétérinaire. La résistance à l'érythromycine correspondrait à une résistance croisée due aux autres macrolides tels que la tylosine ou la clindamycine (KUANA *et al.*, 2008).

L'étude menée par (LIN *et al.*, 2007) a montré que l'érythromycine utilisée à faible dose pendant une longue période (correspondant à l'utilisation comme facteur de croissance) sélectionne les souches de *Campylobacter* résistantes alors que la même molécule utilisée dans un but thérapeutique (à une dose plus importante et pendant une courte période) ne sélectionne pas de résistance. En effet, l'émergence des souches résistantes ne se produit qu'après une exposition prolongée (plusieurs semaines) au traitement macrolide.

La résistance à l'action associée amoxicilline/acide clavulanique, antibiotique rarement utilisé en élevage aviaire, était absolue 100%, cette résistance n'est pas bien expliquée. Surtout si on compare ce taux avec ceux constatés par (MESSADE, 2105) 47% et (LAIDOUCI *et al.*, 2013) 27%.

Au cours de notre étude, on a constaté que le taux de résistance à la tétracycline était de 68.42%, notre taux est cohérent avec celui annoncé par (MACKIW *et al.*, 2012) 64.3%, (BOSTAN *et al.*, 2009) 69% et (AVRAIN *et al.*, 2003) 70%. Cependant, des taux supérieurs au nôtre ont été rapportés : 76,3% (PEZZOTTI *et al.*, 2003) 92%. (TANG *et al.*, 2009). D'autre part, nos résultats sont supérieurs à ceux rapportés au Grenade 50% (HARIHARAN *et al.*, 2009),

En Algérie des taux de résistance à la tétracycline très élevé ont aussi été rapportés : 94% (GASSOUM, 2011) et 84% (MESSAD, 2011).

Au cours de notre étude, nous avons noté que tous les élevages visités étaient constamment traités par la tétracycline.

Bien que la résistance au chloramphénicol soit très rare chez *Campylobacter* et malgré la prohibition de leur utilisation en Algérie depuis l'année 2006, on a constaté un taux de résistance de 52,63%, un taux largement supérieur à celui annoncé en Algérie par (MESSAD, 2011) 0%, et (GASSOUM, 2011) 11,57%. Cela peut être imputable à l'utilisation de cet antibiotique de façon frauduleuse par les vétérinaires ainsi que par les éleveurs.

D'autre part, à la Turquie (BOSTAN *et al.*, 2009) ont rapportés un taux de résistance au chloramphénicol de 36%, et en Malaisie (TANG *et al.*, 2009) ont rapportés un taux de résistance au chloramphénicol de 84%.

Au cours de notre étude, toutes les souches qui font objet de l'antibiogramme étaient sensibles à la Gentamycine, cela renforce les résultats obtenus par (MESSAD, 2011) en Algérie, qui a aussi constaté un taux de résistance de 0%, cela peut être du à l'interdiction de l'utilisation de cet antibiotique dans le traitement des élevages avicoles, car cet antibiotique a été suspendu de l'homologation en Algérie depuis l'année 2006 (OMS, 2008).

la nullité de taux de résistance à la Gentamycine a aussi été rapportée par plusieurs auteurs : en France (AVRAIN *et al.*, 2003), et au Grenade (HARIHARAN *et al.*, 2009).

Cependant, (GASSOUM, 2011) en Algérie a rapporté un taux de résistance à la gentamycine de 47,54%, cela peut être consécutif à l'utilisation de cet antibiotique de façon frauduleuse par les vétérinaires ainsi que par les éleveurs.



Conclusion générale et
perspectives

Conclusion générale et perspectives

L'objectif de cette étude était d'apporter notre contribution quant à l'estimation de la contamination de nos élevages et abattoirs de poulets de chair par les *Campylobacter* thermotolérants, ceci par l'évaluation de leur prévalence, la distribution des souches isolées par espèces ainsi que l'étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées, et l'établissement des profils de résistance qui en découle.

La culture des *Campylobacter* est délicate et nécessite des conditions particulières telles que, une atmosphère microaérophilie, une température optimum de croissance de 42°C et surtout un milieu de culture spécifique contenant une gamme d'antibiotiques pouvant inhiber les autres germes, ainsi que du sang ou du charbon.

En présence de ces conditions, la culture de *Campylobacter* est de technicité simple à partir des prélèvements de fientes ou de contenus caecaux. Cependant, elle est difficile à partir des prélèvements de peaux de cou ou les abats, du fait de la présence d'une flore de contamination compétitive.

De plus, l'isolement des *Campylobacter* ne se réalise qu'après une durée de 2 à 5 jours pour les échantillons de fientes, et de 4 à 7 jours pour des échantillons de peaux du cou et les abats. De ce fait l'identification phénotypique n'est obtenue qu'après une longue période, environ 3 jours après l'isolement incluant l'étape de purification, et la réalisation des antibiogrammes, allongera d'avantage cette durée.

En résumé, la culture des *Campylobacter* et l'identification complète par la technique classique s'avèrent délicates, onéreuse et surtout très longues ne permettant pas ainsi un diagnostic rapide au laboratoire médical.

La première partie de l'étude a permis d'évaluer une prévalence globale des *Campylobacter* thermotolérants chez le poulet de chair de l'ordre de 67,5%, soit un taux de contamination de 70%, 70 %,70% et 60% dans les fientes, le contenu caecal, les abats et les peaux du cou respectivement. Les taux de contamination étaient élevés dans les matrices étudiées, le taux de portage intestinal était élevé ainsi que le taux de contamination des peaux de cou en fin de chaîne d'abattage témoignant de la survie des *Campylobacter* dans les abattoirs, et ce quel que soit le type et la nature des opérations d'abattage dans tous les lots testés. Nos résultats se rapprochent de ceux obtenus dans plusieurs pays. Cependant ils restent nettement supérieurs à ceux rapporté par (LAIDOUCCI *et al.*, 2013), seuls résultats documentés en Algérie

Les résultats que nous avons obtenus montrent que les *Campylobacter* thermotolérants sont bien présents dans nos élevages de poulet de chair, survivent dans les abattoirs et sur les carcasses, et arriveront certainement au consommateur.

A la différence des autres pathogènes alimentaires, les *Campylobacter* sont incapables de croître en présence d'air, de se multiplier en dehors de leurs hôtes et ils sont très sensibles à de nombreuses conditions environnementales (PARK, 2002). Malgré ces contraintes, les *Campylobacter* survivent de la volaille jusqu'à l'assiette du consommateur et sont aujourd'hui considérés comme la première cause bactérienne d'infection d'origine alimentaire chez l'homme (PEYRAT, 2008).

La deuxième partie de l'étude a permis de tester la sensibilité des souches de *Campylobacter* thermotolérants isolées. 100% des souches testées présentaient des multi-résistances. Parmi ces souches, environ 94,73 % présentaient une résistance à l'érythromycine pouvant compromettre le traitement efficace des infections à *Campylobacter* chez l'homme.

Les résistances enregistrées au cours de notre étude, ainsi que celles rapportées par (MESSAD, 2015) en Algérie, reflètent une situation alarmante vis-à-vis du phénomène d'antibiorésistance, témoignant le plus souvent, d'une utilisation anarchique et incontrôlée des antibiotiques en élevage avicole à des doses sub-thérapeutiques généralement, les tétracyclines et les quinolones en particulier.

Les *Campylobacter* représentent un risque important de santé publique en engendrant deux types de dangers : des dangers directs de toxi-infections alimentaires survenant après consommation de poulet contaminé et des dangers indirects d'antibiorésistance croisée entre les souches « animales » et les souches « humaines » (transfert de germes zoonotiques résistants via l'alimentation). Elles représentent un problème de sécurité alimentaire mondiale dans la mesure où la nourriture est échangée dans le monde entier et peut être un vecteur majeur de la propagation de la résistance aux antibiotiques entre les animaux et les humains.

Ces résultats doivent être affinés par l'élargissement du plan d'échantillonnage qui pourra être étendu à d'autres régions du pays, l'identification des espèces (bien que toutes les espèces de *Campylobacter* thermotolérants sont incriminées dans les toxi-infections alimentaires), une étude en fonction de la saison, mais surtout essayer d'identifier les modalités de contamination des carcasses dans les abattoirs en effectuant des prélèvements de carcasses à différents points de la chaîne d'abattage, des prélèvements de l'eau des bacs d'échaudage et sur le matériel et les équipements.

En médecine humaine, les *Campylobacter* thermotolérants ne sont pas des germes à recherche systématique en coprologie standard ; bien que certains laboratoires contribuent à la recherche des *Campylobacter* lors de diarrhée ou de symptomatologie évocatrice.

Les souches isolées chez l'homme mériteraient d'être comparées à celle isolées chez le poulet de chair sur le plan génétique pour essayer de déterminer l'origine de ces souches, et les mécanismes de transmission des résistances.

Enfin nous pensons qu'il serait souhaitable, d'établir à l'échelle nationale, des systèmes de surveillance des infections à *Campylobacter*.

Les méthodes phénotypiques utilisées en laboratoire sont longues et parfois difficilement interprétables surtout concernant la lecture des galeries Api, ce qui peut amener à poser un faux diagnostic. De plus, les bouillons d'enrichissement utilisés afin de revivifier les *Campylobacter* stressés ou présents en très faible nombre, peuvent augmenter aussi la concentration de la flore environnante, ce qui donnera des faux négatifs et ainsi une sous estimation de l'incidence réelle de *Campylobacter* dans un lieu donné.

RECOMMANDATIONS

Afin de pouvoir protéger les consommateurs contre la menace de campylobactériose, une approche intégrée en matière de sécurité des aliments de la ferme à la table doit être adoptée, tel que proposé par l'Union européenne (EFSA, 2014). Cette approche comprend des mesures à la fois d'évaluation des risques et de gestion des risques faisant intervenir tous les acteurs clés concernés, à savoir les autorités sanitaires vétérinaires et les responsables de la santé publique.






Les recommandations visent à réduire la prévalence des *Campylobacter* à tous les niveaux et aussi essayer de réduire les taux d'antibiorésistance qui représentent un vrai fléau.

1- Réduire la prévalence des *Campylobacter* thermotolérants

Comme la source majeure des campylobactérioses humaines, est représenté par la viande de volaille, principalement le poulet, le contrôle doit être mis en œuvre à chaque maillon de cette filière, par les différents partenaires impliqués.

1-1- Mesures de contrôle dans les élevages

Ce sont des mesures de biosécurité générale applicables dans bâtiments d'élevage afin d'empêcher ou du moins limiter l'accès des *Campylobacter* aux bâtiments d'élevages :

-  Veiller à la propreté du bâtiment d'élevage (nettoyage et désinfection adéquats entre deux lots) ;
-  Minimiser le passage des éleveurs dans les bâtiments (accès limité aux personnes) ;
-  Utiliser des pédiluves ;
-  Contrôler l'alimentation et l'eau destinées aux poulets ;
-  Bloquer l'accès aux rongeurs et aux insectes.

Dans les pays scandinaves (Norvège et Suède) où ces mesures de biosécurité classique sont appliquées, la prévalence de *Campylobacter* a été réduite jusqu'à 7% (HUMPHREY *et al.*, 2007).

1-2- Mesure de contrôle pendant le transport à l'abattoir

-Mise à jeun des animaux 8 à 12 heures avant le transport pour diminuer le contenu intestinal. Cette mesure permet de réduire la contamination extérieure du plumage par des *Campylobacter* pendant le transport.

- Nettoyage et désinfection des caisses de transport après chaque utilisation. En effet, il est très difficile de les nettoyer correctement et des fientes, des plumes ou de la terre sont souvent retrouvées après le nettoyage et la désinfection et les caisses ne sont pas séchées et réutilisées directement.

1-3- Mesures de contrôle dans les abattoirs

En présence d'un risque de contamination par les *Campylobacter* aussi élevé, il est difficile de prévenir les contaminations croisées ou de diminuer l'importance de la contamination sur le produit final des lots infectés. Plusieurs approches sont envisageables

-Prévention de la contamination croisée :

- 👉 Respect d'une hygiène maximum pendant l'abattage particulièrement au moment de l'éviscération
- 👉 Respect de la marche en avant ;
- 👉 Nettoyage et désinfection des locaux et du matériel quotidiennement dans les abattoirs de volailles, en fin de journée de travail.
- 👉 Utilisation d'une température d'échaudage élevée (< 53°C) ;
- 👉 Comme les *Campylobacter* sont très sensibles à la dessiccation. Le ressuage à l'air libre (statique ou dynamique) entraîne une diminution significative de la contamination de la surface des carcasses par les *Campylobacter* ;
- 👉 Diminution de la cadence d'abattage







- Décontamination des carcasses (chimique ou physique) : la décontamination de la viande de volaille est plus difficile que pour les autres espèces animales de rente à cause de la peau qui est en général conservée sur le produit final. L'irradiation représente la méthode de choix mais elle reste une méthode onéreuse et difficilement acceptée par les consommateurs.

1-4- Mesures de contrôle dans les cuisines

Ces mesures sont recommandées autant pour des cuisines domestiques que pour les cuisines collectives.

- 👉 Nettoyage du matériel utilisé dans les cuisines (planches à découper, couteaux) ;
- 👉 Une cuisson correcte reste la meilleure solution pour détruire les *Campylobacter* présents dans les viandes et éviter la recontamination de cette viande par contact avec des ustensiles de cuisines souillés ou les mains du préparateur ou même par de la viande non cuite ;
- 👉 La décongélation d'une carcasse de volaille doit se faire dans l'étagère du bas du réfrigérateur pour ne pas conduire à un égouttage et une contamination croisée des autres aliments ;
- 👉 Mise en place des bonnes pratiques d'hygiène en restauration pour une meilleure maîtrise du risque lié à *Campylobacter*.

1-5- Recommandations à l'intention du public et des voyageurs

-  S'assurer que les aliments sont convenablement cuits et encore chauds quand ils sont servis.
-  Eviter le lait cru et les produits à base de lait cru. Ne boire que du lait pasteurisé ou bouilli.
-  Eviter la glace à moins qu'elle n'ait été préparée à partir d'une eau sans risque sanitaire.
-  Lorsque la sécurité sanitaire d'une eau de boisson est sujette à caution, il faut la faire bouillir ou si cette opération est impossible, la désinfecter avec un agent désinfectant fiable à libération lente.
-  Se laver soigneusement et fréquemment les mains avec du savon, notamment après un contact avec des animaux d'élevage ou de compagnie ou après être s'être rendu aux toilettes.
-  Laver avec soin les fruits et légumes, en particulier s'ils sont destinés à être consommés crus. Dans la mesure du possible, les fruits et légumes doivent être pelés.

1-6- Recommandations à l'intention des personnes qui manipulent des aliments



-Les personnes qui manipulent des aliments, que ce soit dans le cadre professionnel ou domestique, doivent se montrer vigilants dans la préparation des aliments et respecter les règles d'hygiène qui s'appliquent à cette préparation.

-Les personnes qui manipulent des aliments à titre professionnel et qui présentent de la fièvre, de la diarrhée, des vomissements ou des lésions cutanées visiblement infectées doivent le signaler immédiatement à leur employeur.

2- Minimiser la résistance aux antibiotiques

L'OMS et la FAO recommande d'"analyser le niveau de risque causé par l'utilisation d'antibiotiques dans la production d'alimentation humaine et animale" mais aussi d'évaluer celui "de la résistance aux antimicrobiens associée à sa présence dans l'alimentation humaine et animale, ainsi que son impact sur la santé humaine (ANONYME, 2016).

La résistance aux antibiotiques de *Campylobacter* constitue une menace réelle pour la santé humaine. Il faut minimiser l'apparition et le transfert aux humains de bactéries résistantes par l'intermédiaire de la chaîne alimentaire :

-  Usage raisonné et réfléchi des antibiotiques ;
-  Etablissement de guides de bonnes pratiques d'antibiothérapie en élevage ;

- ☞ Mise en place d'un programme de surveillance de la résistance aux antibiotiques à l'échelle vétérinaire ainsi qu'à l'échelle humaine (recueil et analyse systématique et durable des données en matière d'antibiorésistance) ;
- ☞ Limiter l'utilisation des quinolones, des macrolides et des tétracyclines du fait des résistances observées ;



Référence bibliographique

Référence bibliographique

- AARESTRUP F.M. & ENGBERG J., 2001**- Antimicrobial resistance of thermophilic *Campylobacter*. *Vet Res.*, 32(3-4): 311-21.
- ACHESON D. & ALLOS B.M., 2001** - *Campylobacter jejuni* infections: update on emerging issues and trends. *Clinical infectious diseases.*, 32(8) : 1201-1206.
- AFNOR., 2004 ; ISO 10272 ., 1995** - Microbiologie des aliments –Méthode horizontale pour la recherche des *Campylobacter* thermotolérants ,15 p.
- A.F.S.S.A., 2004** - Appréciation des risques alimentaires liés aux *Campylobacters*, application au couple poulet / *Campylobacter jejuni*. Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments. <http://www.anses.fr/Documents/MIC-Ra-campylobacter.pdf>
- A.F.S.S.A., 2006** - Fiche de description de danger microbiologique transmissible par les aliments : *Campylobacter spp.* Rédaction : Colin M. (AFSSA) ; Coordination scientifi : Lailler R :1-3.
- AGGOUNE H . & SABRI K., 2016** - *Prévalence de Campylobacter thermotolérants chez poule de chair*.Master,Univ Zaine Achour Djelfa.148p.
- ALLAIN V., CHEMALY M., LAISNEY M.J., ROUXEL S., QUESNE S. & BOUQUIN S., 2014** - Prevalence of and risk factors for *Campylobacter* colonisation in broiler flocks at the end of the rearing period in France. *Br Poult Sc*: 1-8. *Doi*, 10:1080/00071668.941788.
- ALTEKRUSE S. F., SWERDLOW D. L. & STERN N. J., 1998** - Microbial food borne pathogens. *Campylobacter jejuni*. *Vet Clin North Am Food Anim Pract.*, 14: 31-40.
- ANDERSEN S . R ., SAADBYE P., SHUKRI N M., ROSENQUIST H., NIELSENN L. & BOEL J., 2006**- Antimicrobial resistance among *Campylobacter jejuni* isolated from raw poultry meat at retail level in Danmark. *International Journal of Food Microbiology.*,(107):250-255.
- ANSARI-LARI., HOSSEINZADEH S., SHAHRAM SHEKARFOROUSH S., ABDOLLAHI M., BERIZI E., 2011** - Prevalence and risk factors associated with *Campylobacter* infections in broiler flocks in Shiraz, southern Iran. *Int J Food Microbiol* , 144 (3-5) : 475-79.
- ANONYME., 2016** - L'OMS et la FAO veulent une surveillance des antibiotiques pour des animaux. Le Courrier du Vietnam.URL : <http://lecourrier.vn/loms-et-la-fao-veulent-une-surveillance-des-antibiotiques-pourdes-animaux/37613.html>

- A.N.S.E.S., 2011** - Caractéristiques et sources de *Campylobacter jejuni/coli*. Fiche de description de danger biologique transmissible par les aliments (Agence Nationale de Sécurité Sanitaire) :03-260.
- AVRAIN L. & KEMPF I., 2000** - Mécanismes de résistance bactérienne aux antibiotiques. L'exemple de *Campylobacter*. *Point Vet.* 31(210): 509-513
- AVRAIN L., HUMBERT F., L'HOSPITALIER R., SANDERS., VERONZY-ROZAND C., KEMPFA I., 2003** - Antimicrobial resistance in *Campylobacter* from broilers: association with production type and antimicrobial use. *Veterinary Microbiology*, (96) : 267–276.
- AVRIL J. L., DABERNAT H., DENIS F. & MONTEIL H., 1988** - *Bactériologie clinique*, 1^{ère} édition. Ellipses, Paris, 510 p.
- AVRIL J. L., DABERNAT H., DENIS F. & MONTEIL H., 1992** - *Bactériologie clinique*. 2^{ème} édition - : Ed. Marketing. Editeur des préparations aux grandes écoles de Médecine. Paris, 511 p.
- BARE J., UYTENDAEL E., HABIB I., DEPRAETERE O., HOUF K., ZUTTER L., 2013**
-Variation in *Campylobacter* distribution on different sites of broiler carcasses. *Food Control*, 32 :279-282.
- BELHADRI A., 2008** - *Etude de la prévalence d'Helicobacter pylori et de Campylobacter jejuni dans les vaines de volailles et risque d'infection*. Thèse Magister, Univ, Hassiba Ben Bouli Chlef. 96p.
- BERESWILL S. & KIST M., 2003** - *Recent developments in Campylobacter pathogenesis*. *Current opinion in infectious diseases*, 16(5): 487-491.
- BERNDTSON E., DANIELSSON-THAM M.L. & ENGVALLB A., 1996** - *Campylobacter* incidence on a chicken farm and the spread of *Campylobacter* during the slaughter process. *International Journal of Food Microbiology.*, (132): 35 - 47.
- BISWAS D., HANNON S. J., TOWNSEND H. G., POTTER A. & ALLAN B. J., 2011** - Genes coding for virulence determinants of *Campylobacter jejuni* in human clinical and cattle isolates from Alberta, Canada, and their potential role in colonization of poultry. *Int Microbiol.*, 14: 25-32.
- BLACK R.E., LEVINE M.M., CLEMENTS M.L., HUGHES T.P. & BLASER, M.J., 1988** - Experimental *Campylobacter jejuni* infection in humans. *J Infect Dis* ., 157(3) : 472-479.

- BONNEFOY C., GUILLET F., LEYRAL G. & BOURDAI., 2002** - *microbiologie et qualité dans les industries agroalimentaires*. Sciences des aliments. Ed. Doin, 182p.
- BOSTAN K., AYDIN A. & ANG MK., 2009** - Prevalence and Antibiotic Susceptibility of Thermophilic *Campylobacter* Species on Beef, Mutton, and Chicken Carcasses , Istanbul, Turkey. *Microbial Drug Resistance* ., 15(2): 143-149.
- BOUHAMED R., 2011** - *détection et étude de la sensibilité des souches de Campylobacter thermotolérant isolées chez la dinde dans quelques élevages et établissement d'abattage avicoles situées dans la région d'Alger* ,Thèse de magister , Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire, 118 p.
- BRETAG A.H., ARCER R.S., ATKINSON H.M. & WOODS W.H., 1984** - Circadian urticaria: another *Campylobacter* association. *The Lancet.*, (8383): 323- 954.
- BROMAN T., WALDENSTROM J., DAHLGREN D., CARLSSON I., ELIASSON I. & OLSEN B., 2004** - Diversities and similarities in PFGE profiles of *Campylobacter jejuni* isolated from migrating birds and humans. *J ApplMicrobiol.*, 96(4):834-843.
- BULL S., 2003** - Recommandations pour la pratique Clinique sur les indications des examens de selles chez Microbiol. *L'adulte. Fr.*, 18 :287-94.
- BUROCOA C., 2007** - *Bacilles à gram négative microaerophile: Campylobacter en bacteriologie médicale*. Ed .Elsvier , Masson ,France, 387-391p.
- CAC/GL 50 ., 2004** - Directives générales sur l'échantillonnage. *Codex Alimentarius*. 77p.
- CA-SFM., 2013** - Comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie. *Recommandations*, 62 p.
- CAMILLE D., 2014** - *Pratique en microbiologie de laboratoire*. ED. céline poiteaux, Paris, 155p.
- CANTON P., HOEN B., GERARD A., MAY T. & BURDIN P., 1989** - Infections à *Campylobacter* d'origine intestinale .*Manifestations extra-digestives. Médecine et Maladies Infectieuses.*, 19 (3) : 43-47.
- CARDINALE E., TALL F., GUEYE E.F., CISSE M. & SALVAT G., 2004** - Risk factors for *Campylobacter spp.* infection in Senegalese broiler-chicken flocks. *Preventive Veterinary Medicine*, (64): 15–25.
- CHANTARAPANONT W., BERRAN G., FRANK J., 2003** - Direct microscopic observation and viability determination of *Campylobacter jejuni* on chicken skin. *J Food Protect* ., 66 :2222-30.

- CHARRAT N., 2017** - *Diagnostic moléculaire et application en agroalimentaire: caractérisation des souches de Campylobacter isolées à partir du poulet de chair au Maroc*. thèse de doctorat.Fac.mic, Univ Mohammed v.193p.
- CHEMALY M., LAISNEY M.J. & FRAVALO P., 2007** - "Modelling the transfer rate of *Campylobacter* from chicken thighs to kitchen cutting surfaces" in: *Campylobacter and Helicobacter Related Organisms*. (Rotterdam (The Netherlands)).
- CORCORAN D., QUINN T., COTTER L., WHYTE P. & FANNING S., 2006** - Antimicrobial resistance profiling and fla-typing of Irish thermophilic *Campylobacter* spp. of human and poultry origin. *Letters in Applied Microbiology.*, (43): 560–565.
- CORRY J.E., POST D.E., COLIN P., LAISNEY M.J., 1995** - Culture media for the isolation of *Campylobacters*. *International Journal of Food Microbiology.*, 26:43-76.
- DIARRA M., 1993** - *Diarrhée aiguë à Campylobacter chez les enfants vietnamiens suivis de 0 à 24 mois dans leur milieu naturel : incidence et immunité*. Thèse Doctorat en Médecine, Univ. Bordeaux 2. n°108.
- DOYLE M.P., 1981** - *Campylobacter fetus subsp. jejuni*: an old pathogen of new concern. *J Food Prot.*, 44 (6): 480-8.
- DROMIGNY E., 2007** - *Campylobacter*. In *Monographie de microbiologie*. Tec. Et Doc. Éditions Lavoisier, Paris, 38-123 p.
- EFSA., 2011** - Panel on Biological Hazards. Scientific Opinion on *Campylobacter* in broiler meat production: control options and performance objectives and/or targets at different stages of the food chain. *EFSA Journal* : 9- 141.
- ENGBERG J., AARESTRUP FM., TAYLOR D .E., GERNER-SMIDT P. & NACHAMKIN I., 2001** - Quinolone and macrolide resistance in *Campylobacter jejuni* and *C. coli*: resistance mechanisms and trends in human isolates. *Emerging Infectious Diseases.*, 7(1): 24-34 203-10.
- ENGBERG J., ANDERSEN S., SKOV R, AARESTRUP F.M .& GERNER-SMIDT P., 1999** - Comparison of two agar dilution methods and three agar diffusion methods, including the Etest, for antibiotic susceptibility testing of thermophilic *Campylobacter* species. *Clinical Microbiology and Infection.*, 5(9): 580-584.
- ERIC D., 2007** - *Les critères microbiologie des denrées alimentaire*. Ed. Lavoisier, Paris, 255-257 p.

- ESCHERICH T., 1886** - Articles adding to the knowledge of intestinal bacteria, III. On the existence of Vibrios in the intestines and faces of babies. *Munch Med Wochenschr.*, 33: 815-7.
- EUZÉBY J.P. & TINDALL B.J., 2002** - Necessary corrections to the Approved Lists of Bacterial Names according to Rule 40d (formerly Rule 46). Request for an opinion. *International journal of systematic and evolutionary microbiology.*, 52(6): 2321-2322.
- EUZEBY J.P ., 2003** - Evaluation in vitro de la sensibilité des bactéries aux antibiotiques. <http://www.bacterio.cict.fr/>.
- FEDERIGHI M., 1999** - *Campylobacter et Hygiène des Aliments*. Ed. polytechnica, Paris,160 p.
- FRANCHIN P.R., OGLIARI P.J., BASTISTA C.R.V., 2007** - Frequency of thermophilic *Campylobacter* in broiler chickens during industrial processing in a Southern Brazil slaughterhouse. *British Poult Sc .*, 48 (2) : 127-32.
- FRIEDMAN C.R., NEIMANN J., WEGENER H.C, TAUXE R.V., 2000** - Epidemiology of *Campylobacter jejuni* infections in the United States and other industrialized nations. *In Nachamkin, Blaser MJ (eds). Campylobacter*, 2nd edition. ASM press, Washington DC :121-138.
- GALLAY A., PROUZET-MAULEON V., DEVALK H., VAILLANT V., LABADI L., DESENCLOS J.C. & MEGRAUD F., 2005** - Les infections à *Campylobacter* chez l'homme en France. *bilan des trois années de surveillance* , 2001-2003.
- GARENAUX A., RITZ-BRICAUD M. & FEDERIGHI M., 2005** - *Campylobacter* et sécurité des aliments: Analyse, évaluation et gestion du danger.
- GOBET T.B., 1990** - *Contribution à l'étude de la contamination des carcasses de volailles par les bactéries du genre Campylobacter. Enquête dans deux abattoirs de la région MidiPyrennes*. Thèse doctorat vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire De Toulouse ; 128 p.
- GUERRY P., EWING C.P., HICKEY T.E., PRENDERGAST M.M. & MORAN., 2000** - Sialylation of lipooligosaccharide cores affects immunogenicity and serum resistance of *Campylobacter jejuni*. *Infect. Immun.* , 68:6656-6662.
- GUESSOUM M., 2011** - Etude portage digestif de *Campylobacter* chez les principaux animaux de boucherie, caractères phénotypiques et sensibilité aux antibiotiques des souches isolées. Mémoire de magister en science vétérinaire : These de magister : Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire, 101 p.

- GUEVREMONT È., 2004** - *Caractérisation génétique et étude de l'antibiorésistance d'isolats de Campylobacter retrouvés chez le porc, la volaille et l'humain*. Thèse Philosophiae Doctor.Fac.méd.vét,Univ. Montréal ,144p.
- GUN-MUNRO J., RENNIE R.P., THORNLEY J.H., RICHARDSON H.L., HODGE D. & LYNCH J., 1987** - Laboratory and clinical evaluation of isolation media for *Campylobacter jejuni*. *Journal of Clinical Microbiology.*, 25:2274-2277.
- HAJJ SEMAAN E., DIB H., MRAD R., CHAMI C., JALKH R., 2014** - Dynamic of *Campylobacter* species contamination along a poultry slaughtering chain. *Italian Journal of Food Safety* ., 3 (2246) : 185-87.
- HALD B., WEDDERKOPP A. & MADSEN M., 2000** - Thermophilic *Campylobacter* spp. in Danish broiler production: a cross-sectional survey and a retrospective analysis of risk factors for occurrence in broiler flocks. *Avian Pathology.*, (29):123– 131..
- HANSSON M., EDEROTH L., ANDERSSON I., GSHOLM V., ENGVALL O.E., 2005** – Transmission of *Campylobacter* spp. to chickens during transport to slaughter. *J Appl Microbiol* ., 99 :1149-57.
- HANSSON I., ENGVALL O E., VAGSHOLM I., NYMAN A., 2010** - Risk factors associated with the presence of *Campylobacter*-positive broiler flocks in Sweden. *Preventive Veterinary Medicine.*, (96): 114–121.
- HARIHARAN H., SHARMA S., CHIKWETO A., MATTEW V. & DEALLIE C., 2009** - Antimicrobial drug resistance as determined by the E-test in *Campylobacter jejuni*, *C. coli* and *C. lari* isolates from the ceca of broiler and layer chickens in Grenada. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases.*, (32): 21–28.
- HEUER O.E., PEDERSEN K., ANDERSEN J.S. & MADSEN M., 2001** - Prevalence and antimicrobial susceptibility of thermophilic *Campylobacter* in organic and conventional broiler flocks. *Letters in Applied Microbiology.*, (33): 269-274.
- HIETT K.L., STERN N.J., FEDORKA-CRAY P., COX P.N, MUSGROV M. S., 2002** - Molecular Subtype Analyses of *Campylobacter* spp from Arkansas and California Poultry Operations *Applied and Environmental Microbiology.*, 68(12): 6220 – 6236.

- HUE O., LE BOUQUIN S., LAISNEY M.J., ALLAIN V., LALANDE F., PETETIN I., 2010** - Prevalence of and risk factors for *Campylobacter spp.* contamination of broiler chicken carcasses at the slaughterhouse. *Food Microbiol.*, 27(8): 992-999.
- HUMPHREY T.J., 1989** - An appraisal of the efficacy of pre-enrichment for the isolation of *Campylobacter jejuni* from water and food. *J. Appl Bacteriol.*, 66(2): 119-26.
- HUMPHREY T., O'BRIEN S., MADSEN M., 2007** - *Campylobacters* as zoonotic pathogens: A food production perspective. *Int J Food Microbiol.* , 117 : 237-57.
- HUNEAU-SALAUN A., DENIS M., BALAINE L. & SALVAT G., 2007** - Risk factors for *Campylobacter spp.* colonization in French free-range broiler-chicken flocks at the end of the indoor rearing period. *Preventive Veterinary Medicine.*, (80): 34 - 48.
- HUNTER P.R., 1997** - Campylobacteriosis, in Waterborne Disease. *John Wiley & Son Inc. United Kingdom.* p. 133-142.
- JACBOS-REITSMA W.F., VAN DE GIESSEN A.W., BOLDER N.M. & MULDER RW., 1995** - Epidemiology of *Campylobacter spp.* at two Dutch broiler farms. *Epidemiol Infect.*, 114 (3): 413- 421.
- JAY M.A., 2009** - *Elaboration d'un model expérimental d'étude de la contamination d'origine digestive de surface des viandes. Application au danger Campylobacter.* Thèse de diplôme d'état de docteur vétérinaire. *Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes.* , 144 p.
- JEFFREY J.S., TONOOKA K.H. & LOZANO J., 2001** - Prevalence of *Campylobacter spp.* from Skin, Crop, and Intestine of Commercial Broiler Chicken Carcasses at Processing. *Poultry Science.*, (80): 1390 - 1392.
- JONES F., ORCUTT M. & LITTLE R.B., 1931** - Vibrio (*Vibrio jejuni*, n. sp.) associated with intestinal disorders of cows and calves. *Journal of experimental medicine.*, 53: 853-864.
- JORGENSEN F., BAILEY R., WILLIAMS S., HENDERSON P., WAREING DRA., BOLTON F.J., FROST J.A., WARD L. & HUMPHREY T.J., 2002** - Prevalence and numbers of *Salmonella* and *Campylobacter spp.* on raw. whole chickens in relation to sampling methods. *International Journal of Food Microbiology.*, (76):151-164.
- KARMALI M.A. & SKIRROW M.B., 1984** - Taxonomy of the genus *Campylobacter*. In: Bützler JP. *Campylobacter infection in Man and Animals, CRC Press. Inc:* 1-20.

- KARMALI M.A., SIMOR A.E., ROSCOE M., FLEMING P.C., SMITH S.S., LANE J., 1986** - Evaluation of a blood-free, charcoal-based, selective medium for the isolation of *Campylobacter* organisms from feces. *Journal of Clinical Microbiology* ., 23:456-459.
- KENAR B., AKKAYA L., BIRDANE Y.O., 2009** - Prevalence of thermotolerant *Campylobacter* in chicken livers in Turkey and antimicrobial resistance among the campylobacter strain. *J Anim .Vet Adv* ., 8 (5) : 853-56.
- KIST M., 1983** - [Bacteriological diagnosis of enteric infections]. Zentralblatt für Bakteriologie, Mikrobiologie, un d Hygiene. Series A ., 255:423-447.
- KLAILOVA E., 2000.** *Introduction à la nouvelle classification bactérienne.* . Ed. Tec et Doc Lavoisier, Paris, 280 p.
- KOENE M.G., HOUWERS D.J., DIJKSTRA J.R., DUIM B., WAGENAAR J.A., 2004** - Simultaneous presence of multiple *Campylobacter* species in dogs. *Journal of Clinical Microbiology* ., 42:819-821.
- KOTULA K.L., DAVIS M.E., 1999** - Broiler skin sampling for optimum recovery of *Salmonella* spp. *J Food Prot.*, 62 : 284-86.
- KOVALENKO K., ROASSTO M., LIEPIN E., MESAAR M., HORMAN A., 2013** – High occurrence of *Campylobacter* spp. in Latvian broiler chicken production. *Food Control* ., 29 : 188-91.
- KUANA S.L., RUSCHE L.L., RODRIGUIS L.B., BORSOI A., LUIS DO SOUZA MOARAES H., SALLE C.P., PINHEIRO D.O., NASCIMENTO V., 2008** - Antimicrobial resistance in campylobacter spp isolated from broiler flocks. *Brazilian J Microbiol* ., 39 : 738-40.
- KUMMERER K., 2004** - Resistance in the environment. *J Antimicrob Chemother* ., 54(2): 311-20.
- LABERGE K., 2004** - *Epidémiologie de la Campylobactériose humaine en Islande et association avec l'agroenvironnement.* Mémoire Maîtrise ès Sciences.,Univ. Montréal :93p.
- LABE K., 2003** - *Épidémiologie des cas de l'infection par le Campylobacter en Islande, revue des voies de transmission et facteurs de risque.* Rapport présenté à Pascal MIichel, DMV, PhD.RGE K., Univ de Montréal : 1- 20.

- LAIDOUCI A., AMIR H., MOUFFOK F., HELLAL A., 2013** - Recherche de *Campylobacter* dans la volaille en Algérie : Etude du profil d'antibiorésistance. *Revue Méd. Vét.* , 164 (6) : 307-11.
- LARRIVIERE S. & HIGGINS R., 1998** - *Recueil de notes de cours en bactériologie et mycologie vétérinaire. St-Hyacinthe* , Univ de Montréal, 65 p.
- LIN J., YAN M., SAHIN O., PEREIRA S., CHANGE Y.J. & ZHANGE Q., 2007** - Effect of macrolide usage on emergence of erythromycin-resistant *Campylobacter* isolates in chickens *Antimicrobial Agent and Chemotherapy.*, 51(5): 1678-1686.
- LINTON D., KARLYSHEV A.V., & WREN B.W., 2001** - Deciphering *Campylobacter jejuni* cell surface interactions from the genome sequence. *Curr. Opin. Microbiol.* , 4:35-40.
- MACKIW E., KORSK D., RZEWUSKA K., TOMCZUK K. & ROZYNEK E., 2012** - Antibiotic resistance in *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* isolated from food in Poland. *Food Control.*, (23): 297- 301.
- MANDAL B.K., ELLIS M.E., DUNBAR E.M. & WHALE K., 1984** - Double blind placebo-controlled trial of erythromycin in the treatment of clinical *Campylobacter* infection. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy.*, 13(6) : 619-623.
- MARINE M., 2017** - *Recherche et caractérisation d'antigènes vaccinaux contre Campylobacter par vaccinologie inverse.*Thèse docteur, L'Univ. Bretagne Loire: 27-32p.
- MATI R., KADRIN J., TERJE T., ARI H., LIIDIA H., MARI R., AVO K. & MARJA-LIISA H., 2007**- High Level of Antimicrobial Resistance in *Campylobacter jejuni* Isolated from Broiler Chickens in Estonia in 2005 and 2006.*Journal of Food Protection.*, 70 (8): 1940 -1944.
- MATSANGA S., 2014** - *Portage de Campylobacter spp chez les gorilles du parc national de moukalaba doudou au gabon* .Thèse Docteur, Univ Cheikh Anta Diop De Dakar.
- MCDOWELL D.A., 2004** - *Food safety assurance and veterinary public health. Volume 2:Safety assurance during food processing.* Ed . Wageningen Academic Publishers. Then Netherlands : 243-64p.
- MCFADYEAN J. & STOCKMAN S., 2010** - Report of the departmental committee appointed by the Board of Agriculture and Fisheris to enquire into epizootic abortion. *Part III. London: His Majesty's Stationary Office.*

- MEGRAUD F., BULTEL C ., FLAVIGNY A ., THOMANN C ., 2003** - Appreciation des risques alimentaire liés aux *Campylobacter* :application au coupe poule / *Campylobacters jejuni* .rapport de agence Francaise de securite sanitaire des aliments.
- MEGRAUD F., BESSEDE E., LEHOURS P ., 2010** - *Infections à Campylobacter* . EMC. (Elsevier Masson SAS, Paris), Maladies infectieuses., 8 : 027-A-10.
- MEKKAOUI., 2009** - Morphologie et structure bactérienne, *Univ, Faculté de Médecine. Oran* : ISSN, 86 p.
- MESSAD S., 2011** - *Contribution à l'étude de la prévalence et de la sensibilité aux antibiotiques des Campylobacter thermotolérant chez le poulet chair dans la région d'Alger* ,Thèse de magister , *Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire*, 106 p.
- MESSAD S., 2015** - *Campylobacter thermotolérants dans les élevages et abattoirs de pouletde chair caractérisation phénotypique et antibiorésistance des souches isolées* ,Thèse de doctorat , *Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire*, 149 p.
- MILY L.M., 2008** - *Campylobacter chez le porc methodes d'identification quantitative et dynamique d'infection*.Thèse Doctotat, Univ, De Rennes : 1-306 p.
- MOUFFOK F. & LABRES E., 1992** - Result of refinement of a technique for the isolation and identification of *Campylobacter* from food commodities .*Arch Ins Pasteur Alger.*, (58): 239.
- NACHAMKIN I., FISCHER S., YANG X., BENITEZ O. & CRAVIOTO A., 1994** - Immunoglobulin A antibodies directed against *Campylobacter jejuni* flagellin present in breast milk. *Epidemiol Infect* .,112:359-365.
- NEWELL D.G., SHREEVE J.E., TOSZEGHY M., DOMINGUE G., BULL S., HUMPHREY T. & MEAD G., 2001** - Changes in the carriage of *Campylobacter* strains by poultry carcasses during processing in abattoirs. *Applied and Environmrntal Microbiology*.6, 67(6): 2636-2640.
- NEWELL D.G, MACBRIDE H ., PEARSON A.D. 2005** - Extrait du rapport sur *C.jejuni* et *C.coli* (chapitre 2.10.8 du manuel terrestre de l'OIE; p 1201 à 1208).
- NF-ISO 10272 ., 1995** - *Microbiologie des aliments-Méthode horizontale pour la recherché des Campylobacter thermotolérants*. Association française de normalisation.1er Ed.In. Groupe AFNOR/ADV, Paris, 15 p.

- NG L.K., SHERBURNE R., TAYLOR D.E., STILES M.E., 1985** - Morphological forms and viability of *Campylobacter* species studied by electron microscopy. *Journal of Bacteriology*, (page Consultée le 18/08/2019)., 164: 338-343.
- NOOR S.M., HUSBAND A.J. & WIDDERS P.R., 1995** - In ovo oral vaccination with *Campylobacter jejuni* establishes early development of intestinal immunity in chickens. *Br Poult .Sci.*, 36(4), 563-573. doi: 10.1080/00071669508417802.
- OIE., 2008** - *Manuel terrestre de l'OIE 2008. Chapitre 2.9.3 : Campylobacter jejuni et Campylobacter coli : 1299-1306.*
URL:http://www.oie.int/fileadmin/Home/fr/Health_standards/tahm/Volume2_Manuel2008_fr.pdf
(page consultée le 1/6/2019).
- OMS., 2003** - Programme de surveillance mondiale des *Salmonella* et de soutien aux laboratoires. *Techniques de laboratoire : Cours pratique Niveau 2 Isolement, identification et détermination de la sensibilité aux antibiotiques des Campylobacter .*, 30 p.
- OMS., 2016** - *Campylobacter*, Aide-mémoire N°255, mis à jour.
- ONO K. & YAMAMOTO K., 1999** - Contamination of meat with *Campylobacter jejuni* in Saitama, Japan. *Int J Food Microbiol .*, 47 : 211-19.
- OOSTEROM J., DEKKER R., WILDE G.J., KEMPEN T.F., ENGELS G.B., 1993-** Prevalence of *Campylobacter jejuni* and *Salmonella* during pig slaughtering. *The Veterinary Quarterly* .,7:31- 34.
- ORSKOV F. & ORSKOV I., 1992** - *Escherichia coli* serotyping and disease in man and animals. *Can. J. Microbiol.*, 38:699-704.
- PARK S.F., 2002** - The physiology of *Campylobacter* species and its relevance to their role as foodborne pathogens. *Int J Food Microbiol .*, 74 (3) : 177-88.
- PARKHILL J., WREN B., MUNGALL K., KETLEY J.M., CHURCHER C., BASHAM D., CHILLINGWORTH T., DAVIES R. & FELTWELL T., 2000** - The genome sequence of the food-borne pathogen *Campylobacter jejuni* reveals hypervariable sequences. *Nature* .,403:665-668.
- PEREZ G.I, BLASER M.J. & BRYNER J.H., 1986** - Lipopolysaccharides structures of *Campylobacter fetus* are related to heat-stable serogroup. *Infect. Immunol* :209-212.

- PEYRAT M.B., 2008** - *Etude de l'influence du nettoyage et de la désinfection et des procédés d'abattage en abattoir de volailles sur le niveau de résistance aux antibiotiques des Campylobactéries*. Thèse Docteur , Univ de Rennes I. Mention Biologie. 237p.
- PEZZOTTI G., SERAFIN A., LUZZI I., MIONI R., MILAN M. & PERIN R., 2003** - Occurrence and resistance to antibiotics of *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* in animals and meat in northeastern Italy. *International Journal of Food Microbiology.*, (82): 281-287.
- POSCH J., FEIERL G., WUEST G., SIXL W., SCHMIDT S., HAAS D., REINTHALER F.F., MARTH A., 2006** - Transmission of *Campylobacter spp.* in a poultry slaughterhouse and genetic characterisation of the isolates by pulsed-field gel electrophoresis. *British Poult Sci.* , 47(3) : 286-9.
- PRENDERGAST M.M., TRIBBLE S., BAQAR D.A., SCOTT J.A., FERRIS R.I., WALKER. & MORAN. A.P., 2004** - In vivo phase variation and serologic response to lipooligosaccharide of *Campylobacter jejuni* in experimental human infection. *Infect. Immun.*, 72:916-922.
- RASSCHAERT G., HOUF K., VANHENDE J., ZUTTER L., 2007**-Investigation of the concurrent colonization with *Campylobacter* and *Salmonella* in poultry flocks and assessment of the sampling site for status determination at slaughter. *Veterinary Microbiology.*, (123): 104 -109.
- REICH F., ATANASSOVA V., HAUNHORST E. & KLEIN G., 2008** -The effects of *Campylobacter* numbers in caeca on the contamination of broiler carcasses with *Campylobacter*. *International Journal of Food .microbiology.*, (127): 116-120.
- RIVOAL K., RAGIMBEAU C., SALVAT G., COLON P. & ERMEL G., 2005** -Genomic diversity of *Campylobacter coli* and *Campylobacter jejuni* isolates recovered from free-range broilers farms and comparison with isolates of various origins. *Applied and Environmental Microbiology.*, 71(10): 6216- 6227.
- ROBINSON D.A., 1981** - *Infective dose of Campylobacter jejuni in milk*. Ed. Br Med J (Clin Res) ,282, 1584,6276,
- ROMERO-BARRIOS P., HEMPEN M., MESSENS W., STELLA P. & HUGAS M., 2013** - Quantitative microbiological risk assessment (QMRA) of food-borne zoonoses at the European level. *Food Control.*, 29: 343-349.

- SAINT-CYR M.J., HADDAD N., TAMINIAU B., POEZEVARA T., QUESNE S., AMELOT M., 2016** - Use of the potential probiotic strain *Lactobacillus salivarius* SMXD51 to control *Campylobacter jejuni* in broilers. *Int J Food Microbiol.*
- ROSENQUISTN H., NIELSEN N., SOMMER H., NORRUNG B. & CHRISTENSEN B., 2003** - Quantitative risk assessment of human *Campylobacteriosis* associated with thermophilic *Campylobacter* species in chickens. *Int J Food Microbiol .*, 83:87-103.
- SALIHU A., JUNAIDU S., OBOEGBULEM G., EGWU A., MAGAJII M., OGBOLE A., 2009** - Prevalence of *Campylobacter* spp. in Nigerian Indigenous Chicken in Sokoto State Northwestern Nigeria. *Int J Vet Med .*, 7 (1).
- SANDERS P., 1999** - Traitements thérapeutiques et antibiorésistance. *Point Vet .*, 30(198).
- SAVILL M.G, HUDSON J.A, BALL A, KLENA J.D, SCHOLES P, WHYTE R.J. & JANKOVIC D., 2001** - Enumeration of *Campylobacter* in New Zealand recreational and drinking waters. *Journal of Applied Microbiology.*, 91(1): 38-46.
- SKIRROW M. B. & BLASER M. J., 2000** - Ciinical aspects of *Campylobacter* infection. *Campylobacter*, In I. Nachamkin and M. J. Blaser (cd.), 2nd ed. ASM Press, Washington DC.
- SKIRROW M.B., 1977** - *Campylobacter* enteritis : a « new » disease. *British Medical Journal .*, 2(6078): 9-11.
- SKIRROW M.B. & BLASER M.J., 1995** - *Campylobacter jejuni* In: Infections of the gastrointestinal tract. *New York, USA: Raven press* :825-848.
- SMITH T., 1998** - Spirilla associated with disease of the fetal membranes in cattle (infactious abortion). *J Exp Med.*, 28:701-19.
- SNELLING W.J., MATSUDA M., MOORE J.E. & DOOLEY J.S., 2005** - *Campylobacter jejuni*. *Letters in Applied Microbiology .*,41:297-302.
- STANLEY J., BURNENS A. P., LINTON D., ON S. L., M. COSTAS. & OWEN R. J., 1992** - *Campylobacter helveticus* sp. nov., a new thermophilic species from domestic animais: charactenzation, and cloning of a species-specific DNA probe. *J Gen Microbiol.*, 138(Pt 1 1):2293-303.
- SUNDSFJORD A., SIMONSEN G. & MANNING E., 2004** - Genetic methods for detection of antimicrobial resistance. *Apmis .*, 112(11-12): 815-37.

- TANG J Y H., MOHAMAD G., SALEHA A.A., NISHIBUCHI M. & SON R., 2009** - Comparison of thermophilic *Campylobacter* spp. occurrence in two types of retail chicken samples *International Food Research Journal.*, (16):277-288.
- TERNHAG A. & ASIKAINEN T., 2007** - A meta-analysis on the effects of antibiotic treatment on duration of symptoms caused by infection with *Campylobacter* species. *Clin Infect Dis* ., 44(5): 696-700.
- THOMAS G., 2009** - *Les infections à Campylobacter s'agit-il d'une nouvelle zoonose.* Thèse Docteur en Pharmacie, université Henri Poincaré - Nancy ., 1 :30-62. URL : <http://www.sfm-microbiologie.org/UserFiles/files/casfm/CASFM2013vjuin.pdf>(page consultée le 08/7/2019).
- VANDAMME P., FALSEN E., ROSSAU R., ILOSTE B., SEGERS P., TYTGAT R. & LEY J., 1991** - Revision of *Campylobacter*, *Helicobacter*, and *Wolinetla* taxonomy. *emendation of generic descriptions and proposai of Arcobacter gen. nov.* *Int J Syst Bactenoi* .,41(1):88-103.
- VINZENT R., DUMA J. & PICARD N., 1947-** Septicémie grave au cours de la grossesse due à un vibriion. *Avortement consécutif. Compte rendu de l'Académie de Médecine* ., 131:90-94.
- WIDDERS P.R., THOMAS L.M., LONG K.A., TOKHI M.A., PANACCIO M. & APOS E. 1998** - The specificity of antibody in chickens immunised to reduce intestinal colonisation with *Campylobacter jejuni*. *Vet Microbiol* ., 64(1): 39-50.
- WILLIAM L.K, JORGENSEN F, GROGONO-THOMAS R. & HUMPHREY T.J., 2009** - Enrichment culture for the isolation of *Campylobacter* spp: Effects of incubation conditions and the inclusion of blood in selective broths. *Int J Food Microbiol* : 130- 131.
- WILSON N., 2003** - Report to the Food Safety Authority of New Zealand: A Systematic Review of the Aetiology of Human *Campylobacteriosis* in New Zealand. *ESR*: 1-107.



ANNEX

Annexe I:

Matériel de prélèvement et d'analyse

➤ Milieux de culture (Milieux déshydrates)

- Gélose Mueller Hinton (Fluka analytical);
- Gélose Karmali (Oxoid) ;
- Gélose TSI (IPA) ;

➤ Les réactifs

- Supplément de Karmali (Oxoid) ;
- Bandelettes pour la recherche de l'oxydase (Oxoid) ;
- Disques antibiotiques.

➤ Les solutions

- Eau physiologique à 0,9% ;
- Peroxyde d'hydrogène à 3% ;
- Eau distillée ;
- Acétone
- Huile à immersion ;
- Les colorants de Gram.

➤ Matériel usuel

❖ Equipements

- ✓ Microscope optique ;
- ✓ Anse de platine ;
- ✓ Bec bunsen ;
- ✓ Etuve réglable ;
- ✓ Balance de précision ;
- ✓ Vortex ;
- ✓ Marqueurs ;
- ✓ Portoir ;
- ✓ Bain-marie ;
- ✓ Plaque chauffante ;
- ✓ Stérilisateur ;
- ✓ Matériel des tranchants

- ✓ Autoclave ;
- ✓ Pied à coulisse ;
- ✓ Réfrigérateur ;
- ✓ Distributeur des disques antibiotiques

❖ **Matériel jetable**

- ✓ Gant en latex ;
- ✓ Papier buvard ;
- ✓ Ecouvillon stériles ;
- ✓ Pipettes pasteur stériles ;
- ✓ Lames et lamelles couvre-objet ;
- ✓ Boîtes pétri stériles (90 mm) ;
- ✓ Boîtes pétri stériles (45 mm) ;
- ✓ Sachets de prélèvement stériles ;
- ✓ Sachet générateurs d'atmosphère microaerophil Camy Gen (Oxoid)

❖ **Matériel stérilisable**

- ✓ Tubes à essai ;
- ✓ Flacon de 120 ml ;
- ✓ Fioles de 500 ml ;
- ✓ Ciseaux, scalpels et pince.

Annexe II :

Techniques de préparation des différents milieux de culture utilisés pendant l'étude

I. Gélose Karmali (Oxoide)

1. Gélose de base Karmali

Composition	(gramme/litre)
Gélose de base Columbia	39
Charbon activé	4
Hémine	32 mg

pH=7,4 ± 0,2

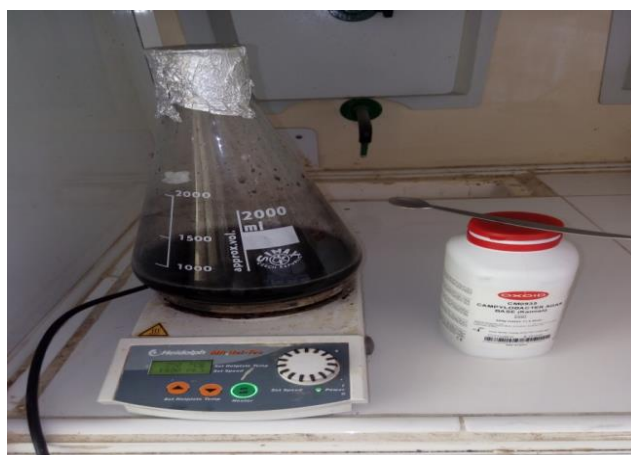
2. Les suppléments sélectifs

Composition	(par flacon)
Pyruvate de sodium	50mg
Céfoperazone	16 mg
Vancomycine	10 mg
Amphotericine B	50 mg

Chaque flacon permet de supplémenter 500 ml de milieux

- **Préparation de milieu**

Ajouter 21,5 g de poudre dans 500 ml d'eau distillée. Bien mélangé et stériliser 15 min à 121°C à l'autoclave.



Milieu Karmali homogénéisé

Supplément Karmali *Campylobacter*

Il a été ajouté 2 ml d'eau distillé dans un flacon du supplément Karmali *Campylobacter*, mélanger jusqu'à l'obtention d'une suspension homogène et l'ajouter à 500 mL de milieu Karmali *Campylobacter* stérile à 50°C.

3. Préparation de milieu complet

Après refroidir milieu à 50°C et ajouter stérilement un flacon de supplément (SR0205E), bien mélanger. Verser environ 15 ml du milieu complet dans des boîtes de pétri stériles, laisser se solidifier, juste avant l'emploi, sécher soigneusement les boîtes de milieu gélose, de préférence après avoir retiré les couvercles, retourner les boîtes dans une enceinte de séchage jusqu'à ce que la surface de la gélose soit exempte d'humidité visible.

Pour le contrôle positive de qualité, en raison de la l'indisponibilité des souches de référence (*Campylobacter jejuni* ATCC® 29428), on a fait recours à des souches de *Campylobacter* thermotolérants isolées et confirmées pendant l'étude préliminaires.

II-Bouillon Preston *Campylobacter* enrichir au sang et au supplément Preston

1.Nutrient Broth

Composition	(gramme/litre)
Poudre de " lab – lemco "	10
Peptone	10
Chlorure de sodium	5

pH=7,4 ± 0,2

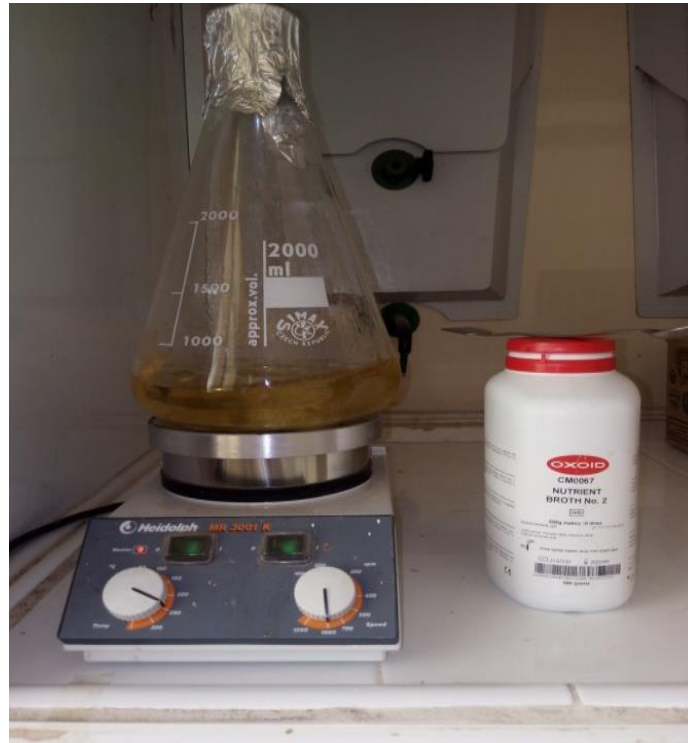
2. Les suppléments sélectifs

Composition	(par flacon)
Rifampicine	5
Trimethoprim	5
Cycloheximide	50

Chaque flacon permet de supplémenter 500 ml de milieux

- **Préparation de milieu**

Verser 12,5 g de poudre dans 475 ml d'eau distillée, porter à ébullition jusqu'à dissolution complète, stériliser 15 minutes à 121°C l'autoclave.



Milieu Bouillon Preston homogénéisé

Supplément Preston *Campylobacter*

Il a été ajouté 2 ml d'eau distillée stérile dans un flacon du supplément Preston *Campylobacter*, mélanger doucement jusqu'à dissolution et l'ajouter à 500 ml de milieu Preston *Campylobacter* stérile à 50°C.

3. Sang de mouton défibriné stérile

Le volume de sang à ajouter représente 5% de volume de milieu de base, c'est à dire le milieu complet est constitué de 500 de milieu de base et 25 ml de mouton défibriné stérile.

4. Préparation de milieu complet

Ajouter un flacon de supplément Preston stérilement et ajouter le sang stérilement au milieu de base préalablement fondu puis refroidi à 50°C, et mélanger. Verser environ 90 ml du milieu complet dans des flacons stériles.

III. Gélose Columbia au sang (IPA)

Gélose Columbia (IPA) additionnée de sang de mouton défibriné

1. Milieu de base (IPA)

Composition	Gramme /litre
Peptone	23
Amidon	1
Chlorure de sodium	5
Agar-agar	8

- **Préparation de milieu**

Verser 19.5 g de poudre dans 500 ml d'eau distillée, porter à ébullition jusqu'à dissolution complète, stériliser 15 minutes à 121°C l'autoclave.

2. Sang de mouton défibriné stérile

Le volume de sang à ajouter représente 5% de volume de milieu de base, c'est à dire le milieu complet est constitué de 500 de milieu de base et 25 ml de mouton défibriné stérile.

3. Préparation de milieu complet

Ajouter le sang stérilement au milieu de base préalablement fondu puis refroidi à 50°C, et mélanger. Puis, verser environ 15 ml du milieu complet dans des boites de pétri stériles, laisser se solidifier, juste avant l'emploi, sécher soigneusement les boites de milieu gélose, de préférence après avoir retiré les couvercles, retourne les boites dans une enceinte de séchage jusqu'à ce que la surface de la gélose soit exempte d'humidité visible.

IV. Gélose Mueller Hinton au sang (Fluka analytical)

Gélose Muller Hinton (Fluka analytical) additionnée de sang de mouton.

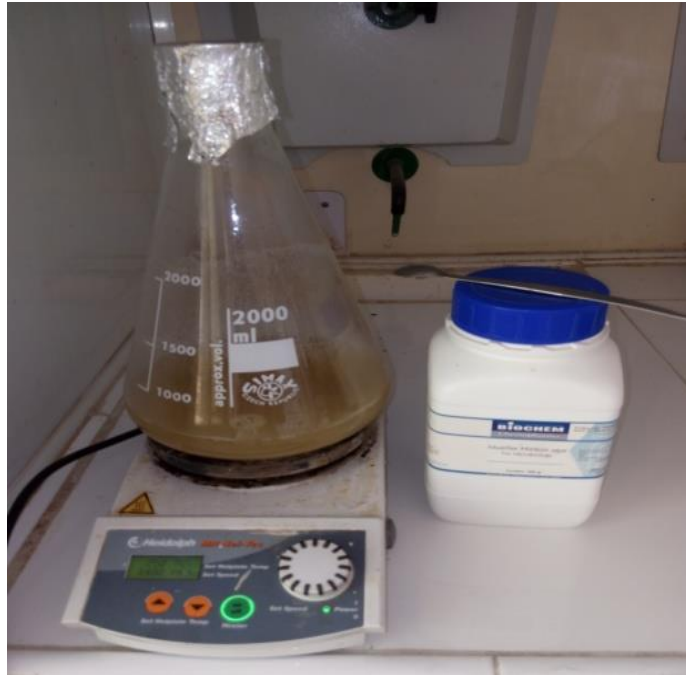
1. Milieu de base (Fluka analytical)

Composition	(Gramme /litre)
Infusion de viande	2
Hydrolysate de caséine	17,5
Amidon soluble	1,5
Agar	17

PH =7, 3 ± 0, 2

- **Préparation de milieu**

Verser 19 g de poudre dans 500 ml d'eau distillée, porter à ébullition jusqu'à dissolution complète, stériliser 15 minutes à 121°C l'autoclave.



Milieu Muller Hinton homogénéisé

2. Sang de mouton stérile

Le volume de sang à ajouter représente 5% de volume de milieu de base, c'est à dire le milieu complet est constitué de 500 de milieu de base et 25 ml de mouton stérile.

3. Préparation de milieu complet

Ajouter le sang stérilement au milieu de base préalablement fondu puis refroidi à 50°C, et mélanger. Verser environ 15 ml du milieu complet dans des boites de pétri stériles, laisser se solidifier, juste avant l'emploi, sécher soigneusement les boites de milieu gélose, de préférence après avoir retiré les couvercles, retourne les boites dans une enceinte de séchage jusqu'à ce que la surface de la gélose soit exempte d'humidité visible.

V. Milieu Triple Sugar Iron agar (TSI).

Composition	(Gramme /litre)
Extrait de bœuf	3
Extrait de levure	3
Digestion pancréatique de caséine	15
Peptone de protéose	5
Destrose	1
Lactose	10
Sucrose	10
Sulfate ferreux	0,2
Chlorure de sodium	5
Thiosulfate de sodium	0,3
Gélose	12
Rouge de phénol	0,024

- **Préparation de milieu**

Mettre 32,3 g de poudre en suspension dans 500 ml d'eau distillée. Bien mélanger chauffer pendant une minute sous agitation fréquente. Distribuer dans des tubes et autoclave à 121°C Pendant 15 min.



Milieu Triple Sugar Iron homogénéisé

Laisser refroidir sur un plan incliné pour permettre la formation de culot et de pente.

Annexe III :

Technique microbiologique

Technique de l'examen à l'état frais

- 1- Sur une lame, déposer une goutte d'eau physiologique stérile ;
- 2- Ajouter à l'aide d'anse de platine stérilisée une fraction de colonie bien isolée ;
- 3- Étaler doucement ;
- 4- Recouvrir la lame par une lamelle, et en utilisant une bougie on fait le luttage de lamelle sur la lame (pour éviter les mouvements de convection de l'air) ;
- 5- Observer rapidement au microscope optique à objectif 100 à immersion.
 - Les *Campylobacter* sont des bactéries qui se caractérisent par mouvement

Technique de la coloration de Gram

A-Réalisation de frottis

- 1- Sur une lame, déposer une goutte d'eau physiologique stérile ;
- 2- Ajouter à l'aide d'anse de platine stérilisée une fraction de colonie bien isolée ;
- 3- Étaler et fixer à la chaleur (au-dessus de flamme de bec bunsen) ;
- 4- Poser la lame séchée sur le portoir reposant sur un bac de coloration

B-Voici succinctement les différentes étapes de cette coloration :

- 1- Coloration par le violet de gentiane ;
- 2- Laisser agir de 30 secondes à 1 minute. Rincer à l'eau de robinet ;
- 3- Mordançage au lugol (solution d'iode iodo-iodurée): étaler le lugol et laisser agir 30 secondes ; Rincer à l'eau de robinet ;
- 4- Décoloration (rapide) à l'alcool (+acétone): verser goutte à goutte un mélange alcool-acétone sur la lame inclinée obliquement, et surveiller la décoloration (5 à 10 secondes). Rincer sous un filet d'eau de robinet ;

5- Recoloration à la fuchsine. Laisser agir de 30 secondes à 1 minute. Laver doucement à l'eau de robinet ;

6- Sécher la lame et observer au microscope optique à objectif 100 à immersion (grossissement $\times 1000$)

➤ Les *Campylobacter* sont des bactéries à gram négatifs

Tests biochimiques

1. Test de la catalase

Principe

Recherche de la Catalase La catalase est une enzyme qui hydrolyse le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) en eau plus oxygène.

Mode opératoire

Avec une pipette pasteur stérile, une colonie isolée sur la gélose Karmali à été prélevée et émulsionnée dans une goutte d'eau oxygénée précédemment déposée sur une lame propre et sèche.

Lecture

La présence de la catalase est révélée par un dégagement gazeux sous forme de bulles dans les 30 secondes.

2. Test de l'oxydase

Principe

Ce test permet la mise en évidence d'une enzyme qui est la (phénylène diamine oxydase) de la bactérie à partir de leur culture en milieu gélosé. Cette enzyme est capable d'oxyder le réactif : N dimethyl para phénylène diamine qui est incolore, et en présence de l'enzyme, il libère un composé bleu violacé.

Mode opératoire

À l'aide de l'effilure d'une pipette pasteur, prélever une colonie et la déposer sur une bandelette imprégnée par un réactif pour la recherche de l'oxydase (NNNN tetramethyl-p-phénylène-diamine dichlorohydrate (oxoide).

Lecture

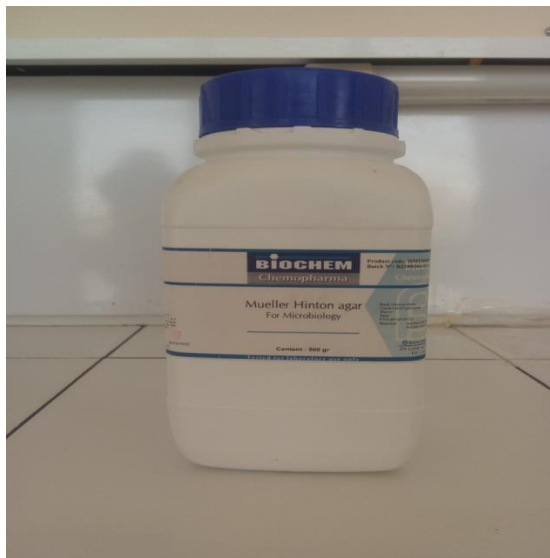
La présence de cette enzyme se manifeste par l'apparition d'une coloration bleu/violette intense en 5 secondes aux maximums.

Annexe IV:**Figures des milieux de culture et suppléments utilisés**

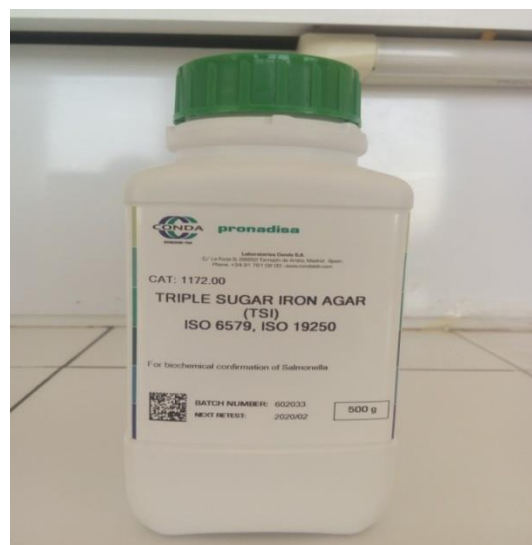
**Boite de 500 de poudre déshydratée
de milieu Karmali**



**Boite de 500 de poudre
déshydratée de bouillon de *Campylobacter***



**Boite de 500 de poudre déshydratée de
de Mueller-Hinton**



**Boite de 500 de poudre déshydratée
Triple Sugar Iron**



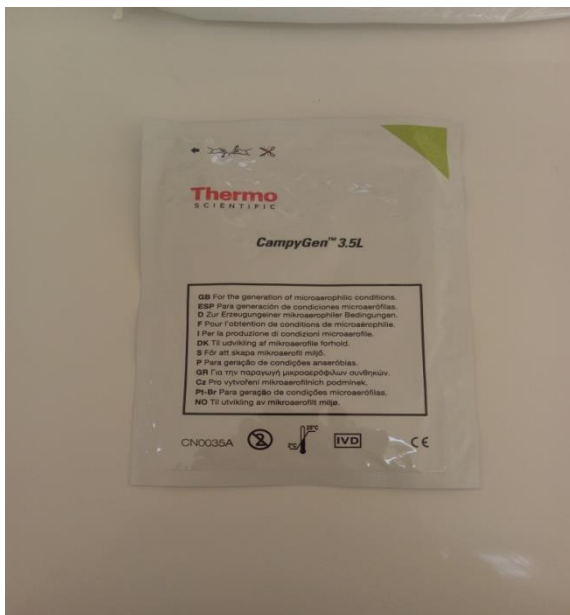
Un flacon de supplément Preston

Campylobacter



Un flacon de supplément Karmali

Campylobacter



Un coffret de sachets générateurs d'atmosphère microaéroophile



Matériel des tranchants



***Campylobacter jejuni* ATCC®**

29428

RESUME

Cette étude a pour objectifs, l'évaluation de la prévalence des *Campylobacter* thermotolérants chez le poulet de chair dans la région du Djelfa, l'identification phénotypique des souches isolées, et l'étude de sa sensibilité aux antibiotiques. Les prélèvements de fientes (10), contenu caecal (10), les abats (10) et de peaux de cou (10) réalisés dans 3 élevages et 2 établissements d'abattage avicoles. L'étude de la résistance aux antibiotiques a été déterminée par la méthode de diffusion de disques en gélose selon les recommandations de la CA-SFM/2013. Les *Campylobacter* thermotolérants ont été isolés à partir de 70%, 70%, 70% et 60% du total des échantillons de fientes, contenu caecal, les abats et peaux de cou respectivement. Les souches isolées appartenaient à deux espèces, l'espèce la plus fréquente *C. jejuni* (74,07%) suivie par *C. coli* (25,93%). L'étude de la sensibilité des souches isolées vis-à-vis aux antibiotiques a révélé que 100% des souches étaient résistantes à l'association Amoxicilline /ac.Clavulanique, 68,42% aux tétracyclines et 94,73% à l'érythromycine. Aucune résistance n'a été observée à la gentamicine. Les résultats montrent que les *Campylobacter* thermotolérants sont non seulement très fréquents au niveau des fermes et abattoirs avicoles, mais présentent également des taux de résistance aux antibiotiques extrêmement élevés, représentant ainsi un risque important de contamination de l'homme via l'ingestion de viande de poulet en engendrant un danger direct lors de toxico-infections alimentaires et un danger indirect d'antibiorésistance croisée entre souches aviaires et humaines.

Mots clés : *Campylobacter* thermotolérants, poulet de chair, prévalence, antibiorésistance.

Abstract

The aim of this study was to assess the frequency of contamination by thermotolerant *Campylobacter*, phenotypic identification and to characterize antimicrobial resistance of the strains isolated from broilers in some farms and slaughterhouses in the region of Djelfa. The droppings (10), caecal content (10), offal (10) and neck skin (10) made in 3 farms and 2 poultry slaughter establishments. Susceptibility to antibiotics was determined according to the guidelines of the CASFM/2010. *Campylobacter* thermotolerants were isolated from 70%, 70%, 70% and 60% of the total droppings, caecal content, offal and neck skins, respectively. The isolated strains belonged to two species, the most common species *C. jejuni* (74.07%) followed by *C. coli* (25.93%). All the strains (100%) were resistant to amoxicillin/clavulanic acid and sensitive to gentamicin. 68,42% to tetracycline and 94,73% to erythromycin. Our results showed a high prevalence of thermotolerant *Campylobacter* with multidrug resistance profiles in poultry farms and slaughterhouses of Algiers. These results stress that the risk of human contamination throughout the food chain is very high, which may generate a danger of food poisoning by ingestion of chicken meat and chicken meat products and a cross-resistance to antibiotics between human and avian strains.

Keywords: thermotolerant *Campylobacter*, broiler, prevalence, antibiotic resistance.

المخلص

تهدف هذه الدراسة إلى تقييم مدى انتشار الكامبيلوبكتير المقاومة للحرارة (العطيفيات) عند الدجاج اللحم في منطقة الجلفة ، والتعرف على النمط الظاهري للسلاسل المعزولة ، ودراسة مدى تأثيرها بالمضادات الحيوية. فضلات (10) ، محتوى المستقيم (10) ، الأحشاء (10) والجلد العنق (10) مأخوذة من 3 مزارع و مؤسستين لذبح الدواجن . تم تحديد دراسة مقاومة المضادات الحيوية من خلال طريقة نشر لوحة أجار وفقا لتوصيات / 2013 CA-SFM. تم عزل الكامبيلوبكتير المقاومة للحرارة 70% ، 70% ، 70% و 60% من المجموع عينات فضلات ، محتوى المستقيم ، الأحشاء و الجلد العنق على التوالي. تنتمي السلاسل المعزولة إلى نوعين ، النوع الأكثر شيوعًا الكامبيلوبكتير جيجيني (74,07%) الكامبيلوبكتير القولونية (25,93%) كشفت دراسة مدى حساسية السلاسل المعزولة من المضادات الحيوية أن 100% من السلاسل كانت مقاومة للأموكسيسيلين / و حمض الكلوفاليك ، 68,42% للتتراسيكلين و 94,73% للإريثروميسين . لم يلاحظ أي مقاومة للجنتاميسين. أظهرت النتائج أن كامبيلوبكتير المقاومة للحرارة ليست شائعة جدًا في المزارع ومجزر الدواجن فحسب ، بل إنها تتميز أيضًا بمستويات عالية للغاية من المقاومة للمضادات الحيوية ، مما يمثل خطرًا كبيرًا على تلوث البشر من خلال تناول لحوم الدواجن التي تتسبب في خطر مباشر في الأمراض المنقولة عن طريق الأغذية وخطر غير مباشر يتمثل في المقاومة المضادات الحيوية بين سلاسل الطيور والبشر.

الكلمات المفتاحية : كامبيلوبكتير المقاومة للحرارة ، الدجاج اللحم ، انتشار ، مقاومة مضادات الميكروبات.